



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA**

**CALIDAD DEL AGUA Y BALANCE DE NUTRIENTES (N y P) EN EL
CULTIVO INTEGRADO DE CAMARÓN BLANCO (*Litopenaeus vannamei*),
TOMATE (*Lycopersicon esculentum*) Y LECHUGA (*Lactuca sativa*)
UTILIZANDO AGUA DE BAJA SALINIDAD Y CERO RECAMBIO**

T E S I S

**QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS**

PRESENTA:

IBQ. SUAMMY GABRIELA ALARCÓN SILVAS

TUTOR PRINCIPAL

DR. FEDERICO PÁEZ OSUNA, ICMyL-UNAM, UNIDAD MAZATLÁN

MIEMBROS DEL COMITÉ TUTOR

DRA. CHRISTINA SIEBE GRABACH, INSTITUTO DE GEOLOGÍA, UNAM

DR. MARTÍN FEDERICO SOTO JIMÉNEZ, ICMyL-UNAM, MAZATLÁN

DR. MARTÍN GABRIEL FRÍAS ESPERICUETA, UAS-CIBNOR

DR. JESÚS T. PONCE PALAFOX, UAN-CENITT

M.C. MANUEL MARTÍN MARISCAL LAGARDA, CESUES

MÉXICO, D.F. MAYO DE 2013



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

Este trabajo se desarrolló en el módulo experimental Yum Kaax y en el Laboratorio de Geoquímica y Contaminación Costera del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Unidad Académica Mazatlán, UNAM, a cargo del Dr. Federico Páez Osuna.

Las postlarvas fueron proporcionadas por los laboratorios Proveedora de Larvas S.A. de C.V. (FITMAR) y AQUAPACIFIC S.A. de C.V. y las plantas de tomate por Agrícola Chaparral S. de P.R. de R.L.

El proyecto se desarrolló gracias al apoyo institucional del ICMYL, UNAM, y parcialmente a través del apoyo al proyecto Calidad del agua en el cultivo integral de camarón en agua dulce con sistema hidropónico de tomate. Clave: UAS-PROFAPI 2012/123.

DEDICATORIA

A *Dios*, por poner en mi camino a las personas adecuadas y porque tengo la certeza de que si hoy estoy aquí...es gracias a él.

A mis padres, *Armida y Wilberto*, porque con su amor, apoyo, esfuerzo y confianza me dieron las bases necesarias para poder empezar esta meta, y porque la mayor parte de lo que soy y lo que he logrado es gracias a ustedes y nunca terminare de agradecerse los.

A mi esposo, *Germán*, quien apoyó y respetó mi decisión de iniciar esta meta, me brindó su ayuda, paciencia, comprensión y compañía durante este tiempo, haciéndome el trayecto más ameno.

A mis hermanos, *Bianca y Carlos*, quienes siempre han respetado y apoyado mis decisiones, y me han ayudado incondicionalmente.

Gracias por ser parte de mi vida, compartir mi alegría en los buenos momentos y ayudarme a recobrar el humor durante los malos... los amo.

AGRADECIMIENTOS

En especial a mi director de tesis, el Dr. Federico Páez Osuna, por darme la oportunidad de realizar la maestría bajo su dirección, por su apoyo, disposición, enseñanzas y paciencia durante todo este tiempo, así como por el tiempo invertido en la supervisión de este trabajo, y por las correcciones y sugerencias realizadas a fin de mejorar este manuscrito.

A mi asesor externo, el M. en C. Manuel Martín Mariscal Lagarda, por compartir sus conocimientos y experiencia con los que trabajamos en este proyecto. Por el apoyo, recomendaciones y tiempo invertido en este proyecto, tanto en el trabajo de campo como en la revisión de este escrito.

A mi comité tutorial, integrado por la Dra. Christina D. Siebe Grabach, el Dr. Martín Federico Soto Jiménez, el Dr. Martín G. Frías Espericueta, y el Dr. Jesús T. Ponce Palafox, por el tiempo aportado en la revisión de este trabajo, por sus asesorías, y por los comentarios y sugerencias realizadas a fin de mejorar los resultados del proyecto y lograr un manuscrito de mejor calidad.

A mis compañeros de proyecto, Juan Francisco Fierro, Javier Rochin, Lucía Buitimea, Armando León y Gregorio Gutiérrez por intentarlo una, otra y otra vez, hasta lograr el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga y por su gran ayuda en los muestreos diurnos.

Al Dr. Miguel Ángel Franco Nava, por compartir con nosotros sus conocimientos sobre sistemas de recirculación, calidad del agua y estadística, así como por ayudarnos a aplicarlos en nuestro proyecto.

A Fernando Marino Pinzón de Proveedora de Larvas S.A de C.V (FITMAR), a Joel Lizárraga de AQUAPACIFIC S.A. de C.V. y al Ing. Ramón Lizárraga de Agrícola Chaparral S. de P.R. de R.L. por proporcionar las postlarvas de camarón y plántulas de tomate utilizadas en este proyecto, respectivamente

Al Químico Humberto Bojórquez Leyva, por mantener los equipos del laboratorio en buen estado y por su disposición para explicar la forma de utilizarlos, así como por su valiosa ayuda al aclarar mis dudas, por su apoyo y consejos.

A mis profesores del posgrado: Dr. Carlos Green, Dr. Yovani Montaña, Dr. Federico Páez, Dr. Martín Soto, Dra. Ana Carolina Ruíz, Dr. J. Antonio Calderón, Dr. Francisco Flores, así como a los que impartieron el curso de bioestadística y Limnología.

A Marcela Fregoso, Susana Osuna y Jorge Bustamante por su gran ayuda en los análisis de laboratorio y por su compañía. También al Mat. Germán Ramírez, a la M. en C. Magdalena Bergés, al Dr. Yassir Torres y al IBQ. Manuel Arvizu y, por su valiosa ayuda en los análisis estadísticos.

A Margarita Cordero Ruíz, Natalia Medina, Diana Juárez, Gabriela Almaraz, Chantal Ruíz y Guadalupe Godoy por su disponibilidad, asesoría y ayuda en los trámites del posgrado.

A la Sra. María Clara Ramírez Jáuregui por su completa disposición y gran apoyo en la búsqueda del material bibliográfico necesario para la realización de esta tesis.

Al Mat. Germán Ramírez, al Lic. Carlos Suárez y a la Lic. Herlinda Rojas por su valiosa ayuda en todo lo relacionado al centro de cómputo y preparación de las videoconferencias.

Al Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Unidad Académica Mazatlán, de la Universidad Nacional Autónoma de México, por haberme permitido alcanzar una de mis metas formativas, y al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología, por otorgarme la beca para la realización de la maestría.

A Omar Rubio, por ayudarme a preparar material para los muestreos y análisis, por hacerme compañía, por sus sugerencias, apoyo moral, y por siempre estar dispuesto a ayudar; a Armando León, porque a pesar de renegar por todo siempre conté con su ayuda, gracias por ayudarme a muestrear y reemplazarme cuando fue necesario, y por compartir las figuras del diseño experimental y biofiltro. Una y mil gracias a ambos por soportarme y brindarme su amistad.

A mis amigos y compañeros Cristina Osuna, Gladys Valencia, Javier Rochin, Jorge Bustamante, Juan Francisco Fierro, Karen Brito, Magdalena Bergés, Marcela Fregoso, Martha Millán, Susana Osuna, Víctor Núñez, Yassir Torres y Yazmin Segura, por los momentos de distracción y diversión que compartimos, por su ayuda y amistad.

A todas las personas que de alguna u otra manera contribuyeron para que este proyecto se desarrollara.

ÍNDICE

	Página
ÍNDICE.....	i
ÍNDICE DE FIGURAS.....	iii
INDICE DE TABLAS.....	vi
RESUMEN.....	viii
ABSTRAC.....	x
1. INTRODUCCIÓN.....	1
2. ANTECEDENTES.....	7
3. JUSTIFICACIÓN.....	12
4. OBJETIVO.....	13
4.1. Objetivo general.....	13
4.2. Objetivos específicos.....	13
5. HIPÓTESIS.....	14
6. ÁREA DE ESTUDIO.....	15
7. METODOLOGÍA.....	16
7.1. Sistema experimental.....	16
7.1.1. Diseño y funcionamiento del sistema.....	16
7.1.2. Descripción del montaje del experimento.....	18
7.2. Cultivo de camarón.....	19
7.2.1. Preparación de los tanques de cultivo.....	19
7.2.2. Adquisición y transporte de postlarva.....	20
7.2.3. Aclimatación y siembra de postlarva.....	21
7.2.4. Alimentación.....	22
7.2.5. Crecimiento del camarón.....	23
7.2.6. Cosecha del camarón.....	24
7.3. Cultivo hidropónico.....	25
7.3.1. Cultivo de tomate.....	25
7.3.1.1. Transporte y siembra de plántulas.....	25
7.3.1.2. Entutorado o guiado de la planta.....	26
7.3.1.3. Deshoje, poda y polinización.....	26
7.3.1.4. Riego y recirculación.....	26
7.3.1.5. Crecimiento y cosecha.....	27
7.3.2. Cultivo de lechuga.....	27
7.3.2.1. Siembra de semilla y obtención de plántula.....	28
7.3.2.2. Trasplante y cosecha.....	28
7.4. Monitoreo de la calidad del agua.....	28

	Página
7.4.1. Muestreo y análisis del agua.....	30
7.5. Muestreo y análisis de lodo, zeolita, camarón, plantas de tomate y lechuga.....	30
7.6. Balance de masas de nutrientes.....	31
7.7. Análisis estadístico.....	32
8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	33
8.1. Cultivo de camarón.....	33
8.2. Cultivo de tomate.....	38
8.2.1. Tomate grape.....	38
8.2.2. Tomate bola.....	42
8.3. Cultivo de lechuga.....	45
8.4. Monitoreo de la calidad del agua.....	49
8.4.1. Temperatura.....	49
8.4.2. Oxígeno disuelto.....	51
8.4.3. pH.....	53
8.4.4. Conductividad eléctrica.....	55
8.4.5. Clorofila <i>a</i>	59
8.4.6. Sólidos suspendidos totales.....	60
8.4.7. Materia orgánica.....	62
8.4.8. Amonio o nitrógeno amoniacal total.....	64
8.4.9. Nitritos.....	66
8.4.10. Nitratos.....	68
8.4.11. Nitrógeno inorgánico disuelto.....	71
8.4.12. Nitrógeno total.....	72
8.4.13. Fósforo disuelto.....	73
8.4.14. Fósforo total.....	74
8.5. Contenido de fósforo en camarón, tomate, lechuga, zeolita y lodos.....	76
8.6. Cálculos de los flujos y balances de masa de nutrientes.....	81
8.6.1. Balance de nitrógeno.....	81
8.6.2. Balance de fósforo.....	90
9. CONCLUSIONES.....	101
10. BIBLIOGRAFÍA.....	104

ÍNDICE DE FIGURAS

Número	Título	Página
1	Localización del módulo experimental.....	15
2	Esquema simplificado del diseño experimental del sistema.....	17
3	Esquema del cronograma del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	18
4	Esquema que ilustra el biofiltro sumergido.....	20
5	Dinámica del crecimiento semanal promedio del camarón (□ M1 3000 μ S/cm y ■ M2 2000 μ S/cm) en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	34
6	A) Producción total de tomate (grape + bola) para los módulos M1 y M2 y solución nutritiva (SN), B) Producción de tomate en los tres módulos: tomate grape (barra vacía) y tomate bola (barra rellena).....	38
7	Producción de tomate grape.....	39
8	Crecimiento promedio de la planta de tomate grape en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (..... TGM1- - - TGM2 — TGSN).....	40
9	Porcentaje de cenizas en el fruto de tomate grape: A) con base a peso seco B) con base a peso húmedo.....	41
10	Producción de tomate bola.....	42
11	Crecimiento promedio de las plantas de tomate bola en el cultivo integrado camarón tomate lechuga (..... TBM1- - - TBM2 — TBSN).....	43
12	Porcentaje de cenizas en el fruto de tomate bola: A) con base a peso seco B) con base a peso húmedo.....	44
13	Altura promedio de las lechugas para las dos variedades en los tres módulos. Lechuga romana (barra vacía) y orejona (barra rellena).....	46
14	Rendimiento promedio de las dos variedades de lechuga para los tres módulos. Lechuga romana (barra vacía) y orejona (barra rellena).....	47
15	Porcentaje de cenizas con base a peso seco y húmedo en las dos variedades de lechuga y los tres tratamientos. Lechuga romana (barra vacía) y orejona (barra rellena).....	48
16	Temperatura (T °C) promedio a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (□ 6:00 y ■ 18:00 horas).....	50
17	Oxígeno disuelto (OD) promedio a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (□ 6:00 y ■ 18:00 horas). Las líneas continua (18:00) y discontinua (6:00) sin punto se refieren a las concentraciones de saturación.....	52

Número	Título	Página
18	Variación semanal promedio de pH a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (□ 6:00 y ■ 18:00 horas).....	54
19	Conductividad eléctrica (CE) promedio a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (□ 6:00 y ■ 18:00 horas).....	56
20	Variación semanal promedio de la concentración de clorofila <i>a</i> durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ M1 y □ M2).....	60
21	Variación semanal promedio de los SST durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.....	61
22	Variación semanal promedio de la concentración de materia orgánica (MO) durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.....	63
23	Variación semanal promedio de la concentración de N-NAT durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1 B) M2.....	65
24	Variación semanal promedio de la concentración de N-NO ₂ ⁻ durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1 B) M2.....	67
25	Variación semanal promedio de la concentración de N- NO ₃ ⁻ durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1 B) M2.....	70
26	Variación semanal promedio de la concentración de NID durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.....	71
27	Variación semanal promedio de la concentración de NT durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.....	72
28	Variación semanal promedio de la concentración de P-PO ₄ ⁻³ durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.....	74
29	Variación semanal promedio de la concentración de PT durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.....	75
30	Concentración de fósforo en los tejidos de camarón de M1 (barra vacía) y M2 (barra rellena), M se refiere al músculo, C al cefalotórax y E al exoesqueleto.....	76
31	Concentración de fósforo en los órganos de las plantas de tomate grape: M1 (barra vacía), M2 (barra con líneas diagonales) y SN (barra rellena).....	77

Número	Título	Página
32	Concentración de fósforo en los órganos de las plantas de tomate bola. TBM1 (barra vacía), TBM2 (barra con diagonales) y TBSN (barra rellena).....	78
33	Acumulación de fósforo en los órganos de la lechuga romana. Hoja (barra vacía) y raíz (barra rellena).....	79
34	Acumulación de fósforo en los órganos de la lechuga orejona. Hoja (barra vacía) y raíz (barra rellena).....	80
35	Balance promedio de nitrógeno (g N/ciclo de cultivo) en el módulo 1 (3000 μ S/cm).....	88
36	Balance promedio de nitrógeno (g N/ciclo de cultivo) en el módulo 2 (2000 μ S/cm).....	89
37	Balance promedio de fósforo (g P/ciclo de cultivo) en el módulo 1 (3000 μ S/cm).....	96
38	Balance promedio de fósforo (g P/ciclo de cultivo) en el módulo 2 (2000 μ S/cm).....	97

ÍNDICE DE TABLAS

Número	Título	Página
1	VARIABLES QUE INFLUYEN EN EL ÉXITO DE LOS CULTIVOS.....	11
2	Velocidad de aclimatación según la salinidad (Van Wyk, 1999)...	22
3	Escala para tipificar la cantidad de alimento remanente antes de cada ración (Zendejas-Hernández, 1994).....	23
4	Valores para ajustes a la tasa de alimentación según el valor promedio observado en las charolas (Zendejas-Hernández, 1994).	23
5	VARIABLES DE CALIDAD DEL AGUA MONITOREADAS DURANTE EL CICLO DE CULTIVO.....	29
6	Datos promedio de las variables de rendimiento obtenidas durante el cultivo de <i>L. vannamei</i> en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	34
7	Datos de los factores de producción en cultivos de baja salinidad y cultivos en agua dulce de camarón (<i>L. vannamei</i> y <i>L. monodon</i>) en densidades intensivas e hiper-intensivas.....	36
8	Datos de producción y consumo de agua en diferentes tipos de cultivo de camarón de diferentes especies, empleando diferentes salinidades y tasas de recambio.....	37
9	Datos de las variables de rendimiento de tomate grape obtenidos durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	40
10	Acumulación de materia seca en los órganos de la planta de tomate grape.....	42
11	Datos de variables de rendimiento de tomate bola obtenidos durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.....	43
12	Acumulación de materia seca en los órganos de la planta de tomate bola.....	45
13	VARIABLES DE PRODUCCIÓN DE LECHUGA EN EL CULTIVO INTEGRADO camarón-tomate-lechuga. LR= lechuga romana; LO= lechuga orejona.....	47
14	Mínimos, máximos y medias de las variables fisicoquímicas en los tanques de camarón a las 6:00 y 18:00 horas: (A) valores semanales promedio, (B) valores absolutos.....	58
15	Medias \pm desviación estándar para las diferentes variables químicas en el agua de entrada y de salida del sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.....	75
16	Media \pm desviación estándar del contenido de fósforo (mg/g) en los órganos de las plantas de tomate grape.....	77
17	Media \pm desviación estándar del contenido de fósforo (mg/g) en los órganos de las plantas de tomate bola.....	78

Número	Título	Página
18	Concentración promedio de fósforo en hojas y raíz de lechugas de los tratamientos. Lechuga romana (LR) y lechuga orejona (LO).....	80
19	Nitrógeno asociado al alimento.....	81
20	Nitrógeno asociado al fertilizante.....	82
21	Nitrógeno asociado al agua de llenado.....	82
22	Nitrógeno asociado al agua de reposición.....	82
23	Nitrógeno asociado a la postlarva.....	83
24	Nitrógeno asociado al agua de vaciado.....	83
25	Nitrógeno asociado a la zeolita.....	83
26	Nitrógeno asociado a la cosecha de camarón.....	84
27	Nitrógeno asociado a la cosecha de lechuga.....	84
28	Nitrógeno asociado a la cosecha de tomate.....	85
29	Nitrógeno asociado a la biopelícula del biofiltro y a los lodos orgánicos.....	86
30	Flujos de entradas y salidas de nitrógeno (g N/ciclo de cultivo) para el sistema de cultivo camarón-tomate.....	87
31	Fósforo asociado al alimento.....	90
32	Fósforo asociado al fertilizante.....	90
33	Fósforo asociado al agua de llenado.....	91
34	Fósforo asociado al agua de reposición.....	91
35	Fósforo asociado a la postlarva.....	91
36	Fósforo asociado al agua de vaciado.....	92
37	Fósforo asociado a la zeolita.....	92
38	Fósforo asociado a la cosecha de camarón.....	92
39	Fósforo asociado a la cosecha de tomate.....	93
40	Fósforo asociado a la cosecha de lechuga.....	94
41	Fosforo asociado a la biopelícula del biofiltro y a los lodos orgánicos.....	94
42	Flujos de entradas y salidas de fósforo (g P/ciclo de cultivo) para el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.....	95
43	Carga ambiental de N y P en granjas de camarón para diferentes especies y sistemas de cultivo (unidades en g de nutriente/kg de camarón cosechado).....	100

RESUMEN

El cultivo integrado de camarón (*Litopenaeus vannamei*), tomate (*Lycopersicon esculentum*) y lechuga (*Lactuca sativa*) con agua de mar diluida a 2000 y 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y cero recambio se realizó del 16 de agosto de 2011 al 07 de marzo de 2012 en el módulo experimental Yum Kaax, en Mazatlán, Sinaloa. El objetivo principal fue evaluar la factibilidad de este sistema a través de las variables de calidad del agua y de rendimiento, así como realizar un balance de masas de nutrientes para identificar la distribución del nitrógeno y fósforo.

El diseño experimental consistió en 2 módulos acuapónicos (M1 a 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y M2 a 2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$) y un módulo testigo de hidroponía (SN, solución nutritiva a 1500 $\mu\text{S}/\text{cm}$). Cada módulos acuapónico estaba compuesto por tres tanques para el cultivo de camarón, conectados a dos camas para el cultivo hidropónico de tomate; cada cama tenía 36 plantas, una cama con variedad grape y otra con variedad bola. El testigo consistió en un tanque con solución nutritiva, conectado a dos camas con las mismas características que los otros módulos, esto con la finalidad de comparar los tratamientos acuapónicos con el hidropónico y evaluar los efectos en las plantas al usar los efluentes de camarón.

Se sembró a una densidad de 75 PL/ m^2 , con una talla mínima de PL₂₁ y un peso promedio de 45 ± 2 mg. El peso promedio del camarón cosechado fue de 9.1 ± 0.2 y 11.0 ± 1.5 g, la supervivencia de 90.1 ± 7.0 y 46.8 ± 10.0 %, el rendimiento de 6.1 ± 0.6 y 3.8 ± 0.4 ton/ha y el factor de conversión alimenticia de 1.5 ± 0.2 y 2.2 ± 0.2 para el M1 y M2, respectivamente.

Los pesos promedio y rendimientos obtenidos en el cultivo de tomate fueron: 3.2 ± 0.5 , 2.9 ± 0.4 y 4.2 ± 1.6 g y 8.5 ± 8.4 , 5.7 ± 2.0 y 16.4 ± 12.5 ton/ha para la variedad grape; 58.3 ± 28.3 , 58.7 ± 19.5 y 49.7 ± 22.8 g y 13.1 ± 4.9 , 11.6 ± 7.0 y 20.6 ± 12.8 ton/ha para la variedad bola en el M1, M2 y el testigo, respectivamente. Sólo hubo diferencias significativas ($p < 0.05$) entre el M2 y el testigo en las dos variedades de tomate.

Los rendimientos obtenidos en el cultivo de lechuga fueron: 12.2 ± 7.1 , 10.1 ± 13.0 y 19.1 ± 5.4 ton/ha para la variedad romana y 16.6 ± 12.0 , 8.1 ± 8.4 y 9.7 ± 2.1 ton/ha para la orejona en el M1, M2 y testigo, respectivamente.

El intervalo de las variables fisicoquímicas monitoreadas en el agua de los tanques de cultivo fueron: de 21.1 a 35.1 y de 21.1 a 35.0°C para la temperatura, de 2.4 a 9.5 y de 3.0 a 8.9 mg/L para el oxígeno disuelto, de 7.1 a 9.1 y de 7.0 a 9.2 para el pH, de 2527 a 3463 y de 1664 a 2301 $\mu\text{S}/\text{cm}$ para CE, de 0.9 a 277.7 y de 1.3 a 345.2 mg/m³ para la clorofila *a* en el M1 y M2, respectivamente. Las medias de los sólidos suspendidos totales (SST), materia orgánica (MO) y nutrientes en el agua de los tanques de cultivo de camarón (EM) y a la salida de las camas de tomate (SM) fueron (EM/SM): 42.4/17.1 y 41.3/16.4 mg/L para los SST; 29.8/8.8 y 29.6/8.6 mg/L para la M0; 0.142/0.114 y 0.161/0.173 mg/L para N-amoniaco; 0.060/0.016 y 0.021/0.012 mg/L para N-nitritos; 0.71/1.04 y 0.71/1.08 mg/L para N-nitratos; 0.83/1.23 y 0.82/1.28 mg/L para N-inorgánico disuelto; 3.355/2.499 y 3.521-2.897 mg/L para N-total; 0.348/0.245 y 0.342/0.223 mg/L para P-fosfatos; y 0.66/0.46 y 0.69/0.51 mg/L para P-total en el M1 y M2, respectivamente.

El balance de masas del nitrógeno mostró que el principal aporte de este elemento fue a través del alimento (98.5 y 98.3 %), mientras que la mayor ruta de salida fue a través de la biomasa cosechada (40.3%) y la zeolita (40.6 %) para el M1 y M2, respectivamente. En el caso del fósforo, la principal ruta de entrada y salida fueron el alimento (91.9 y 91.4%) y los lodos (54.0 y 59.2%) para el M1 y M2, respectivamente.

El consumo de agua por kilogramo de biomasa cosechada fue de 0.6 y 0.8 m³, la pérdida ambiental de nitrógeno y fósforo por kg de biomasa cosechada fue de 10.8 y 15.3 g N y de 1.7 y 2.6 g P para el M1 y M2, respectivamente. Se concluyó que el cultivo integrado es factible, que mejora la calidad de los efluentes del cultivo de camarón, disminuye el uso de agua y la carga ambiental por unidad de biomasa producida, por lo tanto ocasiona un menor impacto ambiental.

ABSTRACT

An integrated culture of shrimp (*Litopenaeus vannamei*), tomato (*Lycopersicon esculentum*) and lettuce (*Lactuca sativa*) with seawater diluted to 2000 and 3000 $\mu\text{S cm}^{-1}$ and zero water exchange was carried out on August 16, 2011 to March 7, 2012 in the experimental module Yum-Kaax, located in Mazatlan, Sinaloa, Mexico. The main objective of this study was to evaluate the feasibility of this system through water quality variables and production yield; as well develop a mass balance of nutrients to identify the distribution of nitrogen and phosphorus.

The experimental design consisted of two aquaponic (M1 of 3000 $\mu\text{S/cm}$ and M2 of 2000 $\mu\text{S/cm}$), and one hydroponics control module (SN nutrient solution to 1500 $\mu\text{S/cm}$). The modules M1 and M2 consisted each one of three tanks for shrimp farming, connected to two beds for hydroponic tomatoes culture, each bed contained 36 plants, a bed with "grape" variety and another with "ball". This for comparing among the aquaponics treatments and the control and assess the effects on plant effluents using shrimp.

Seeding rate was 75 PL/ m^2 , with a PL₂₁ size and mean weight of 45 \pm 2 mg. The final mean weight harvested shrimp was 9.1 \pm 0.2 and 11.0 \pm 1.5 g; the survival was 90.1 \pm 7.0 and 46.8 \pm 10.0 %; the yield was 6.1 \pm 0.6 and 3.8 \pm 0.4 ton/ha; and the feeding conversion rate was 1.5 \pm 0.2 and 2.2 \pm 0.2 for M1 and M2, respectively.

The mean weights of harvested tomatoes of "grape" variety were 3.2 \pm 0.5, 2.9 \pm 0.4 and 4.2 \pm 1.6 g and the yields were 8.5 \pm 8.4, 5.7 \pm 2.0 and 16.4 \pm 12.5 ton/ha in M1, M2 and the control tank, respectively. For the "ball" variety the means weights were 58.3 \pm 28.3, 58.7 \pm 19.5 and 49.7 \pm 22.8 g and the yields were 13.1 \pm 4.9, 11.6 \pm 7.0 and 20.6 \pm 12.8 ton/ha in M1, M2 and the control, respectively. There were found significant ($P < 0.05$) differences between the M2 and the control tank in the two varieties of tomato.

The yields obtained for the lettuce culture were: 12.2 ± 7.1 , 10.1 ± 13.0 and 19.1 ± 5.4 ton/ha for the “romaine” variety, while for the “long” variety was 16.6 ± 12.0 , 8.1 ± 8.4 and 9.7 ± 2.1 ton/ha in the M1, M2 and the control, respectively.

The range of the physical-chemical variables monitored in the waters of shrimp tanks were: temperature 21.1 to 35.1 and 21.1 to 35.0°C; dissolved oxygen 2.4 to 9.5 and of 3.0 to 8.9 mg/L; pH 7.1 to 9.1 and of 7.0 to 9.2; CE 2527 to 3463 and 1664 to 2301 $\mu\text{S}/\text{cm}$; chlorophyll *a* 0.9 to 277.7 and 1.3 to 345.2 mg/m^3 , in M1 and M2, respectively. The means of total suspended solids (SST), organic matter (MO) and nutrients in the shrimp tanks (EM) and the outputs from tomato beds (SM) were (EM/SM): 42.4/17.1 and 41.3/16.4 mg/L for SST; 29.8/8.8 and 29.6/8.6 mg/L for M0; 0.142/0.114 and 0.161/0.173 mg/L for ammonia-N; 0.060/0.016 and 0.021/0.012 mg/L for nitrites-N; 0.71/1.04 and 0.71/1.08 mg/L for nitrates-N; 0.83/1.23 and 0.82/1.28 mg/L for dissolved inorganic-N; 3.355/2.499 and 3.521-2.897 mg/L for total-N; 0.348/0.245 and 0.342/0.223 mg/L for phosphates-P; and 0.66/0.46 and 0.69/0.51 mg/L for Total-P in M1 and M2, respectively.

The nitrogen mass balance showed that the main contribution of this element was through the food (98.5 and 98.3% for M1 and M2, respectively), while the main route of output was through the harvested biomass (43.5%) and the zeolite (40.6 %) for M1 and M2, respectively. For phosphorus, the main input route in both modules was the food (91.9 and 91.4%), while the main output route was through sludge (54.8 and 59.9% for M1 and M2, respectively).

The water consumed per kilogram of harvested biomass was 0.6 y 0.8 m^3 , the ambiental loss of N and P (g/kg harvested biomass) was 10.8 and 15.3 g N and 1.7 and 2.6 g P for M1 and M2, respectively. We conclude that an integrated culture is feasible, improves the quality of shrimp farming effluent, reduced water use and the ambient loss per kilogram of biomass produced, causing less environmental impact.

1. INTRODUCCIÓN

La acuicultura es el cultivo de organismos acuáticos de interés comercial en ambientes físicos controlados, con el fin de mejorar las condiciones encontradas en ambientes normales, aumentando con ello su producción por encima de las capacidades naturales del medio. Tiene una historia de 4000 años, pero hace más de 40 años se convirtió en una actividad económicamente relevante, pasando del 5.2 % de la producción pesquera total en 1970 al 41.3 % en el 2011. Hoy es el sector productivo con mayor crecimiento y diversificación mundial (6.1 % anual desde el 2000); su éxito se basa en el control sobre la reproducción de las especies, al mejor conocimiento de su biología y a las innovaciones tecnológicas (Iwama, 1991; Guerrero-Olazarán *et al.*, 2004; Montemayor-Leal *et al.*, 2005; Martínez-Córdova *et al.*, 2009; FAO, 2012).

Dentro de la acuicultura se encuentra la camaronicultura, que es el cultivo de camarón en cualquiera de los ambientes costeros y continentales utilizando aguas de tipo salobre, marino e hipersalino, y que tradicionalmente se realiza por flujo abierto, ya sea en la modalidad extensiva, semi-intensiva e intensiva. Estos sistemas se caracterizan por emplear grandes cantidades de agua y suelo (Losordo, 1991; 1998; Wang *et al.*, 1991; Rakocy *et al.*, 1992; Hopkins *et al.*, 1993; Samocho, 2002; Wang, 2003; Ponce-Palafox, 2006).

A nivel mundial, el cultivo de camarones para propósitos comerciales comenzó a expandirse en los años 80's, pasando de una producción de 900 toneladas en 1970 a 3.5 millones de toneladas en el 2010, convirtiéndose en el sector pecuario con mayor crecimiento porcentual (54 %) e importancia económica al ser el principal producto acuático comercializado y generar ingresos mayores a 16,700 millones de dólares. Bajo este contexto, *L. vannamei* contribuye con más de 2.7 millones de toneladas y 11,300 millones de dólares (Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002; Páez-Osuna, 2001a; 2001b; Allsopp *et al.*, 2008; FAO, 2012).

En México, esta actividad ha crecido considerablemente gracias a su ubicación geográfica y condiciones climáticas, pasando de una producción de 5,111 toneladas en 1991 a 109,815 toneladas en el año 2011 principalmente en el área del Golfo de California, donde Sonora, Sinaloa, Nayarit y BCS contribuyen con el 95.8% de la producción total (Rodríguez-Valencia, 2010; SAGARPA, 2012).

Sin embargo, esta actividad ha sufrido importantes pérdidas económicas ocasionadas por las enfermedades, convirtiéndose éstas en el mayor obstáculo para su desarrollo. Los principales patógenos que afectan a la camaricultura son el virus de la mancha blanca (WSSV), cabeza amarilla (YHV), virus del Taura (TSV), infección hematopoyética necrotizante (IHHNV) y bacterias tipo vibrio e intracelulares del tipo NHP (Moss *et al.*, 2001; Moss, 2002; Páez-Osuna *et al.*, 2003; Martínez-Córdova *et al.*, 2009; Valenzuela-Quñonez *et al.*, 2010).

Aunado a las enfermedades están las críticas que señalan a esta actividad como poco sustentable, porque ocasiona un impacto ambiental negativo, el cual incluye la alteración o destrucción del hábitat, destrucción de bosques de manglar y marismas, modificación del paisaje y del patrón hidrológico, contaminación de fuentes de agua para consumo humano, salinización y acidificación de los suelos, eutrofización de los cuerpos receptores, introducción de especies no nativas, y competencia por el uso de agua dulce, entre otros (Naylor *et al.*, 2000; Moss *et al.*, 2001; Páez-Osuna, 2001b; González-Ocampo *et al.*, 2006; Allsopp *et al.*, 2008; Martínez-Córdova *et al.*, 2009; Rodríguez-Valencia, 2010).

A pesar del alto potencial de desarrollo de la acuicultura, ésta debe superar algunos desafíos para poder convertirse en una actividad realmente sustentable, lo que equivale a ser: económicamente rentable, ecológicamente amigable y socialmente responsable, tales como reducir la cantidad de agua, alimento y espacio utilizado por kg de biomasa producida, reducir y mejorar la calidad y cantidad del efluente y así como también garantizar algún grado de bioseguridad en sus sistemas (Martínez-Córdova *et al.*, 2009; Rodríguez-Valencia, 2010).

Para lograr esto, en los últimos años se han implementado estrategias en el manejo del sistema, entre las que destacan el diseño y ubicación de las granjas, la evaluación de la capacidad de carga de los cuerpos de agua para la toma y descarga, uso de especies nativas y certificadas, adecuadas prácticas de alimentación y fertilización, mejoras en la composición y suministro de alimento, promoción y aprovechamiento del alimento natural (bacterias, zooplancton y fitoplancton), cultivo de camarón tierra adentro en agua dulce o a baja salinidad, manejo de los efluentes para minimizar la carga de contaminantes como reducir o eliminar el recambio de agua, los sistemas de recirculación, policultivos, sistemas BFT y los sistemas de biorremediación (Van Wyk, 1999; Boyd, 2001; Saoud *et al.*, 2003; Martínez-Córdova y Martínez-Porchas, 2006; Casillas-Hernández *et al.*, 2007; Neori *et al.*, 2007; Ross *et al.*, 2008; Avnimelech, 2009; Cock *et al.*, 2009; Martínez-Córdova *et al.*, 2009; 2010; 2011; Cruz-Suárez *et al.*, 2010; Esparza-Leal *et al.*, 2010; Roy *et al.*, 2010; Shi *et al.*, 2011; Crab *et al.*, 2012; Luo *et al.*, 2013).

El cultivo de camarón tierra adentro presenta ventajas sobre la camaronicultura costera; por ejemplo, sirve como técnica de bioseguridad contra los virus, hay disponibilidad de tierras y a menor costo, y se reduce el intercambio de agua aprovechando los nutrientes que esta contiene (Boyd *et al.*, 2002; Tacon, 2002; Atwood *et al.*, 2003; Saoud *et al.*, 2003; Balbi *et al.*, 2005). En años recientes se ha convertido en una práctica común en muchos países, entre los que destacan China, Tailandia, Vietnam, Ecuador, Brasil, México y Estados Unidos, entre otros. Esta variación en el cultivo permite desarrollar esta actividad en tanques a diferentes densidades y salinidades aprovechando su capacidad eurihalina, por lo que es factible su cultivo en zonas donde la fuente de suministro de agua es baja en sales (Roy *et al.*, 2010; Esparza-Leal *et al.*, 2010; Valenzuela-Quiñonez *et al.*, 2010).

El fundamento científico de la técnica se basa en la composición iónica del agua, más que en su salinidad. En general, el agua es apropiada para el cultivo de *L. vannamei*, cuando la salinidad es mayor a 0.5 g/L, la relación Na:K es lo más parecida al agua de mar (28:1), la concentración de Mg es mayor o igual al 25 % del

Mg que encontraríamos en agua de mar diluida a esa misma salinidad, y la alcalinidad es igual o mayor a 75 mg/L (Boyd y Tucker, 1998; Jory, 2002; Atwodd *et al.*, 2003; Saoud *et al.*, 2003; Zhu *et al.*, 2004; Davis *et al.*, 2005; Roy *et al.*, 2009a; 2010; Esparza-Leal *et al.*, 2010).

Por otra parte, gracias a las diversas investigaciones que concluyen que altas tasas de recambio no son necesarias para mantener altas producciones en sistemas intensivos, siempre y cuando haya un adecuado manejo del alimento y suficiente aireación disponible, existe a nivel mundial una tendencia hacia la adopción de sistemas con mínimo y cero recambio (Hopkins *et al.*, 1991; Hopkins *et al.*, 1993; Browdy *et al.*, 1993). Para reducir o eliminar el recambio de agua, en las últimas décadas se han diseñado una serie de sistemas bioseguros como los denominados sistemas de recirculación acuícola (SRA). Éstos se caracterizan por aumentar considerablemente la densidad de cultivo y porque el agua es recirculada entre un 80 y 90 % durante un largo tiempo, produciendo más biomasa por unidad de volumen (Masser *et al.*, 1999; Timmons *et al.*, 2002; Wang, 2003; Serfling, 2006; Decamp *et al.*, 2007; Muangkeow *et al.*, 2007).

Los SRA presentan ciertas ventajas, pues, al reducir o eliminar el recambio de agua se evita la introducción de patógenos al sistema de cultivo. Además, al reducir el uso de agua se reducen los costos de bombeo y la cantidad de efluentes. También puede en cierta medida reducir los costos de alimentación, pues al minimizar el recambio de agua se conservan los nutrientes en el tanque y se promueve el desarrollo de la productividad primaria. Los nutrientes a su vez se incorporan a las cadenas tróficas de los estanques de cultivo, constituyendo una fuente suplementaria de alimento para el camarón, lo que resulta en una alta sustentabilidad y compatibilidad con el medio ambiente (Tacón, 2002; Schuuer, 2003; Burford *et al.*, 2004; Hargreaves, 2006; Avnimelech, 2009).

Por otra parte, los procesos de nitrificación y desnitrificación realizados por las comunidades bacterianas que se establecen bajo estas condiciones controlan las pérdidas de nitrógeno, creando un filtro biológico *in situ*. Por lo tanto, la

comunidad fitoplanctónica y microbiana desempeñan un papel importante en la reutilización del nitrógeno proveniente del alimento no consumido o los productos de desecho de los organismos. Todos éstos son factores primordiales para el éxito de un sistema de cultivo (Burford *et al.*, 2002).

Respecto al manejo de efluentes, una de las prácticas más efectivas para disminuir los nutrientes y la carga orgánica de los mismos es la biorremediación, proceso biológico donde los microorganismos, plantas o animales utilizan o degradan diversos contaminantes hasta compuestos no tóxicos. A su vez, estas especies biorremediadoras pueden ser comercializadas y representar un ingreso adicional para el productor, por lo que se genera un doble beneficio, el ambiental y el económico (Shpigel y Neori, 1996; Ponce-Palafox *et al.*, 2005; Olgún *et al.*, 2007).

Las principales especies biorremediadoras utilizadas son los moluscos filtroalimentadores y las macroalgas. El proceso puede realizarse en condiciones *ex situ* o *in situ* mejorando notablemente la calidad del agua, por lo que el agua resultante de este proceso puede retornar al sistema de cultivo de camarón, o bien, reutilizarse como agua de riego en la agricultura. Con este tratamiento de agua a través de sistemas de biorremediación se apoya el entorno ecológico y se traza el camino hacia la sustentabilidad de la camaronicultura epicontinental (Neori *et al.*, 2000; 2007; Chopin *et al.*, 2001; Jory y Cabrera, 2003; Fontúrbel, 2005; SENA, 2007; Cruz-Suárez *et al.*, 2010; Martínez-Córdova *et al.*, 2011; Rana *et al.*, 2011).

Otra alternativa para optimizar el uso del agua es utilizar los efluentes acuícolas para irrigar cultivos alternos de agricultura, bajo técnicas de hidroponía, representando una forma efectiva para disminuir los nutrientes y la carga orgánica de los efluentes, ya que el agua de desecho es aprovechada para irrigar el cultivo hidropónico en vez de arrojarla al ambiente; de esta manera pasa de ser un contaminante potencial a un producto de utilidad (Timmons *et al.*, 2002).

La acuaponía se define como la combinación de un SRA con un sistema hidropónico, definiendo acuicultura como el cultivo de organismos acuáticos en ambientes controlados e hidroponía como el cultivo de plantas, flores y hortalizas

en sustratos inertes o en solución nutritiva, es decir, sin suelo. El principio básico de la acuaponía radica en el aprovechamiento de los recursos del sistema por los diferentes componentes que desean producirse. Solo una fracción del alimento utilizado en la acuicultura se metaboliza e incorpora como biomasa, mientras que el resto (excreción, alimento no consumido y diluido) genera un agua rica en nutrientes, misma que es utilizada como fertilizante líquido para la producción hidropónica. A su vez, las plantas actúan como un filtro biológico, ya que al tomar los nutrientes para convertirlos en biomasa limpian el agua, evitando que estos se acumulen y alcancen concentraciones tóxicas para los peces (Chaves *et al.*, 1999; Samperio, 2000; Van Gorder, 2000; Masser, 2002; Parker, 2002; García *et al.*, 2005; Malcolm, 2005; Diver, 2006; González, 2006b; Nelson, 2007; Rakocy, 2007; Ramírez *et al.*, 2008; Graber y Junge, 2009; Rana *et al.*, 2011; Roosta y Hamidpour, 2011).

Los sistemas acuapónicos, presentan grandes ventajas, ya que se maximiza la producción sin aumentar el consumo de agua. Además, al ser aguas enriquecidas con nutrientes se disminuye o elimina el uso de fertilizantes químicos, generando productos más saludables y de menor costo. Los rendimientos son similares o superiores a los que se obtienen en los cultivos individuales y se generan dos productos, por ende, dos fuentes de ingreso (Rakocy y Hargreaves, 1993; Adler *et al.*, 2000; Masser, 2002; McIntosh y Fitzsimmons, 2003; Diver, 2006; Miranda *et al.*, 2008; Nelson, 2008; Ramírez *et al.*, 2008).

La acuaponía figura como una alternativa factible y ecológica que fomenta la conservación del medio ambiente a través del reciclaje de nutrientes; con este manejo de efluentes se aprovechan los recursos y se amortigua el impacto ambiental en la zona (Pardo *et al.*, 2006). Bajo este contexto se propone el proyecto “Calidad del agua y balance de nutrientes (N y P) en el cultivo integrado de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), tomate (*Lycopersicon esculentum*) y lechuga (*Lactuca sativa*) utilizando agua de baja salinidad y cero recambio”. Este trabajo corresponde al segundo ciclo del proyecto “Cultivo integrado de camarón blanco y tomate”.

2. ANTECEDENTES

El cultivo de camarón tierra adentro en agua dulce o de baja salinidad empezó a desarrollarse en Tailandia a principios de los años 90's como una estrategia contra las enfermedades; hoy es una práctica común en muchos países del mundo entre los que destacan China, Tailandia, Vietnam, Ecuador, Brasil, México y Estados Unidos entre otros (Fast y Menasveta, 2000; Flaherty *et al.*, 2000; Roy *et al.*, 2010).

Existen varios trabajos sobre este tipo de cultivos, entre ellos los de Samocha *et al.* (1998; 2001; 2002; 2004) quienes utilizaron agua de pozo con salinidades de 0.5 a 2.6 g/L y densidades de siembra de 34 a 220 PL/m² obteniendo producciones de 12,000 kg/ha y supervivencias promedio de 80 %.

McGraw *et al.* (2002) aclimataron postlarvas (PL₁₀, PL₁₅ y PL₂₀) a 1 y 4 g/L, encontrando que las PL₁₀ pueden ser aclimatadas a 4 g/L con buena supervivencia, mientras que las PL₁₅ y PL₂₀ pudieron ser aclimatadas hasta 1 g/L aún con buena supervivencia, concluyendo que la edad es importante para la aclimatación a baja salinidad. Balbi *et al.* (2005) aclimataron postlarvas (PL₁₂ y PL₁₉) de *L. vannamei* provenientes de criaderos comerciales con agua de baja salinidad (3 g/L), para evaluar el crecimiento y supervivencia a 24 y 72 h post aclimatación, concluyendo que la aclimatación fue exitosa, y que ni la longitud total ni el crecimiento relativo se afectaron por la baja salinidad y por la edad.

Sowers y Tomasso (2006) realizaron un experimento en el laboratorio para demostrar que *L. vannamei* expuesto a 2 y 20 g/L de agua de mar no muestra diferencias en crecimiento y supervivencia en su etapa adulta y a 2 g/L de sales mezcladas (1 g/L agua de mar diluida más 1 g/L de NaCl, Ca, K y Mg mezclados, equivalente a 2 g/L de agua de mar diluida) no ayuda al crecimiento y supervivencia tan bien como a iguales concentraciones de agua de mar.

Hopkins *et al.* (1991) y Browdy *et al.* (1993) evaluaron los efectos que tienen las tasas de recambio sobre la producción y supervivencia de *L. vannamei*. Los primeros utilizaron una densidad de siembra de 76 PL/m² y dos tasas de recambio (4 y 14 %), mientras que los segundos usaron 60 y 100 PL/m² y tres tasas de recambio (10, 50 y 100 %); ambos estudios concluyeron que reducir la tasa de recambio no afecta negativamente la supervivencia ni el crecimiento, siempre y cuando se mantengan concentraciones adecuadas de oxígeno disuelto en los tanques.

En relación al uso de los efluentes para riego agrícola, en Tailandia éstos se han venido empleando para el riego de arroz y forrajes (Flaherty *et al.*, 2000). Similarmente, en Bangladesh el cultivo de arroz con efluentes de camarón es una práctica común y popular (Azad *et al.*, 2009). En Ecuador el 60 % de las granjas siembran a densidades de 79-120 PL/m², con salinidades entre 0.5 y 1.2 g/L, y utilizan el agua de desecho para irrigar cultivos de arroz, maíz, bambú y teca, esto como una alternativa para manejar el agua de desecho. En Estados Unidos las granjas de camarón en agua dulce o de baja salinidad, se han desarrollado principalmente en Alabama, Florida, oeste de Texas y Arizona, y al igual que en Ecuador, las granjas utilizan sus aguas de desecho para irrigar cultivos agrícolas de olivos, maíz, algodón y trigo (Moss, 2002).

McIntosh y Fitzsimmons, (2003) realizaron una comparación entre sistemas agrícolas irrigados con agua de efluentes de cultivo de camarón y con aguas extraídas del subsuelo de Arizona, concluyendo que los campos irrigados con efluentes de camarón son más productivos que los irrigados con agua subterránea; la mayor productividad se la atribuyen a la carga de nutrientes que poseen los efluentes y que son aprovechados por las plantas. En Brasil, Miranda *et al.* (2008), evaluaron la producción de melón irrigado con efluentes de baja salinidad de una granja camaronícola contra los irrigados con agua de río, no encontrándose diferencias significativas entre el rendimiento del melón ni la calidad de la fruta comparados contra las parcelas irrigadas con agua directa del río.

En México el cultivo de camarón a baja salinidad (0.3 a 12 g/L) empezó a desarrollarse en Colima a finales de los noventas. Actualmente, en Baja California, Jalisco y Colima, se cuenta con tecnología disponible y la experiencia para producir camarón blanco en sistemas intensivos a muy baja salinidad (hasta 0.5 g/L), alcanzando rendimientos cercanos a 10 toneladas por hectárea. El uso de efluentes para irrigar cultivos agrícolas se lleva a cabo en el Valle de Mexicali B.C. (Tamayo 1998; Angulo *et al.*, 2005; Muñoz, 2005; Martínez-Córdova *et al.*, 2009).

Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) evaluaron el rendimiento y supervivencia de *L. vannamei* en un sistema acuapónico de camarón y tomate utilizando agua subterránea de baja salinidad (0.65 g/L), así como el efecto sobre el rendimiento del tomate al utilizar efluentes de los tanques de cultivo, solución hidropónica nutritiva y agua subterránea. Obtuvieron un rendimiento para camarón de 3.93 ton/ha y una supervivencia de 56.3 %. Con respecto al cultivo de tomate, el mayor rendimiento se obtuvo al utilizar solución hidropónica, seguido de utilizar efluentes de camarón, y por último al usar agua subterránea para el riego. No se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los primeros dos tratamientos, más si entre estos y el que usó agua subterránea, concluyendo que este tipo de cultivos es factible en términos de producción y uso del agua.

Por ser la acuaponia una combinación de cultivos (camarones, bacterias y plantas), se deben mantener condiciones que permitan la unión de las tres diferentes especies en el sistema, por lo cual, un factor fundamental para el éxito del mismo es la calidad del agua. La dinámica de los compuestos nitrogenados y demás nutrientes se deben mantener estables con mínimas fluctuaciones, de lo contrario, si las variables de calidad del agua llegaran a subir o bajar en niveles significativos se deben realizar acciones para su control, de lo contrario podría eliminarse cualquiera de las especies involucradas, lo que puede llevar a pérdidas importantes en el cultivo (Yanong, 2003; Rakocy, 2005; Erazo, 2009).

La calidad del agua es importante ya que es el medio ambiente donde viven los organismos, por lo que su cuerpo y branquias están en constante contacto con lo que se disuelve y suspende en el agua, influyendo directamente en las actividades de los camarones (alimentación, respiración, crecimiento, reproducción, sistema inmune). Por ende, una mala calidad del agua provoca estrés en el camarón, impidiendo que asimile de manera eficiente el alimento y volviéndolo más susceptible a enfermedades, lo que conlleva a un bajo crecimiento, un factor de conversión alimenticia (FCA) ineficiente y una baja supervivencia, impactando con ello la producción (Van Wyk y Scarpa, 1999; Páez Osuna y Ruíz-Fernández, 2001; Cohen *et al.*, 2005).

La calidad del agua se refiere al conjunto de variables físicas, químicas y biológicas (Tabla 1) que resultan de la interacción entre el suelo del estanque, la columna de agua y el clima (Boyd, 1990), que regulan directamente o influyen en el éxito de la operación de los cultivos y que puede ser el detonador de enfermedades. Los principales agentes que afectan la calidad del agua en la acuicultura son el alimento balanceado y el fertilizante (Tacon y Forster 2003; Focardi *et al.*, 2005; Crab *et al.*, 2007).

Del alto porcentaje de nitrógeno contenido en el alimento, sólo una pequeña proporción es convertida en biomasa del camarón, el resto queda disuelto o suspendido dentro del sistema ocasionando un enriquecimiento de materia orgánica, biomasa fitoplanctónica, sólidos suspendidos y sedimentables, aumento de turbidez, anoxias episódicas, florecimientos explosivos de fitoplancton, algunas veces de especies tóxicas, olores indeseables, probable presencia de organismos patógenos, etc. Todos estos factores pueden llevar a la eutrofización del sistema (Cho *et al.*, 1994; Boyd y Tucker, 1998, Losordo *et al.*, 1998; Van Wyk, 1999; Alonso-Rodríguez y Páez-Osuna, 2003; Jackson *et al.*, 2003; Martínez Córdova y Enríquez-Ocaña, 2007).

Tabla 1. Variables que influyen en el éxito de los cultivos.

Variables físicas, químicas y biológicas	
Variables Físicas	Temperatura Salinidad Sólidos Color Luz
Variables químicas	Alcalinidad y pH Nutrientes Gases (O ₂ , N ₂ , CO ₂ , H ₂ S)
Variables biológicas	Bacterias Hongos Virus

En la camaronicultura es indispensable determinar y comprender el origen y destino de los nutrientes dentro del sistema de cultivo, así como evaluar el progreso de las pérdidas dentro del sistema; es decir, conocer el balance dentro de los estanques. Es importante establecer un balance de masas de los nutrientes, para entender cuantitativamente la eficiencia en la utilización de los alimentos, los procesos biogeoquímicos y aquellos que tienen que ver con la calidad del agua y la evaluación de la carga de nutrientes (Páez-Osuna *et al.*, 2007).

A nivel mundial se han efectuado diversos estudios para entender el presupuesto de los nutrientes y modelar el funcionamiento con las entradas y salidas a nivel del estanque de cultivo, observando que el principal origen de los nutrientes es el alimento balanceado, mientras que los principales destinos son la biomasa cosechada, los sedimentos y el agua (Páez-Osuna *et al.*, 1997; Jackson *et al.*, 2003; Thakur y Lin, 2003; Casillas-Hernández *et al.*, 2006).

3. JUSTIFICACIÓN

En la actualidad, con un mundo cada vez más poblado, con suelos erosionados, cuerpos de agua eutrofizados por la recepción de efluentes enriquecidos con materia orgánica y/o nutrientes, sobreexplotación de recursos naturales provocado por el mal uso de los mismos y el deterioro del medio ambiente en general, es necesario encontrar nuevas estrategias y técnicas de producción que permitan un aprovechamiento de los recursos de manera más eficiente, basándose en sistemas sustentables y amigables con el medio ambiente, protegiendo con ello los cuerpos de agua y el suelo, y a su vez, dándoles viabilidad a estos recursos como fuentes generadoras de alimento, trabajo e ingresos.

La acuaponía, por sus características especiales representa una posibilidad para satisfacer las necesidades alimenticias de la población y a su vez aminorar el impacto al medio ambiente a través del mejor aprovechamiento de los recursos. Asimismo, esta técnica es una alternativa factible para aquellas regiones donde los cultivos tradicionalmente establecidos se han agotado como alternativa o puede ser adaptada a las comunidades rurales y a nivel multifamiliar, apoyando de esta manera a la economía de este sector.

En el presente proyecto, se pretende desarrollar un sistema de producción que combine la actividad acuícola con la agrícola para producir de manera integral camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), tomate (*Lycopersicon esculentum*) y lechuga (*Lactuca sativa*) en un sistema de recirculación con agua de baja salinidad y cero recambio.

4. OBJETIVOS

4.1. Objetivo general

Evaluar la calidad del agua y los flujos químicos para realizar el balance de nutrientes en el cultivo integrado de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*), tomate (*Lycopersicon esculentum*) y lechuga (*Lactuca sativa*) utilizando agua de baja salinidad y cero recambio.

4.2. Objetivos específicos

- Evaluar la calidad del agua a través del monitoreo de la temperatura, oxígeno disuelto, pH, y conductividad eléctrica.
- Evaluar la calidad del agua a través del monitoreo de N y P (nitratos, nitritos, nitrógeno amoniacal total, nitrógeno total, ortofosfatos y fósforo total), sólidos suspendidos totales, materia orgánica y clorofila *a*, así como los cambios que se originan en los mismos después de su uso en el cultivo hidropónico.
- Cuantificar los flujos de entrada y salida de nitrógeno y fósforo para establecer un modelo de balance de masas que nos permita identificar la distribución, asimilación, volatilización y descarga de estos elementos al medio ambiente, en comparación con un sistema tradicional de flujo abierto.
- Evaluar el crecimiento, supervivencia, FCA y rendimiento del camarón cultivado en agua de mar diluida a dos diferentes niveles de conductividad eléctrica: 2,000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (1.3 g/L) y 3,000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (1.9 g/L).
- Evaluar la producción de las dos variedades de tomate (grape y bola) irrigadas con el agua de los estanques de camarón y compararlas con la producción obtenida en las plantas testigo (irrigadas con solución nutritiva).
- Evaluar la producción de dos variedades de lechuga (romana y orejona) cultivadas en efluentes de camarón y compararlas con la producción obtenida al cultivarlas utilizando solución nutritiva.

5. HIPÓTESIS

El cultivo integrado de camarón, tomate y lechuga utilizando agua de baja salinidad y cero recambio es factible en términos de producción y provoca un menor impacto ambiental que los cultivos tradicionales, ya que los efluentes del cultivo de camarón tienen los nutrientes (N y P) suficientes para que las plantas se desarrollen adecuadamente. A su vez, estas disminuyen su concentración, evitando que alcancen niveles tóxicos para los camarones y minimizando la pérdida ambiental y el consumo de agua.

6. ÁREA DE ESTUDIO

El proyecto se llevó a cabo en el módulo experimental “Yum Kaax”, ubicado en Mazatlán, Sinaloa. Mazatlán está localizado en la porción sur del Estado de Sinaloa a 23°14' latitud norte y 106°25' longitud oeste (Figura 1). En la región donde se ubica el módulo encontramos dos tipos de clima, el cálido subhúmedo con lluvias en verano, cuya temperatura media anual va de 22 a 28 °C y la precipitación total anual varía entre 700 y 1000 mm; y el clima semiseco muy cálido y cálido donde la temperatura media anual que prevalece es de 24 a 26 °C y la precipitación total anual oscila entre 600 y 800 mm (INEGI, 2012). Los análisis se realizaron en el laboratorio de Geoquímica y Contaminación Costera del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, Unidad Académica Mazatlán, UNAM.



Figura 1. Localización del módulo experimental.

7. METODOLOGÍA

7.1. Sistema experimental

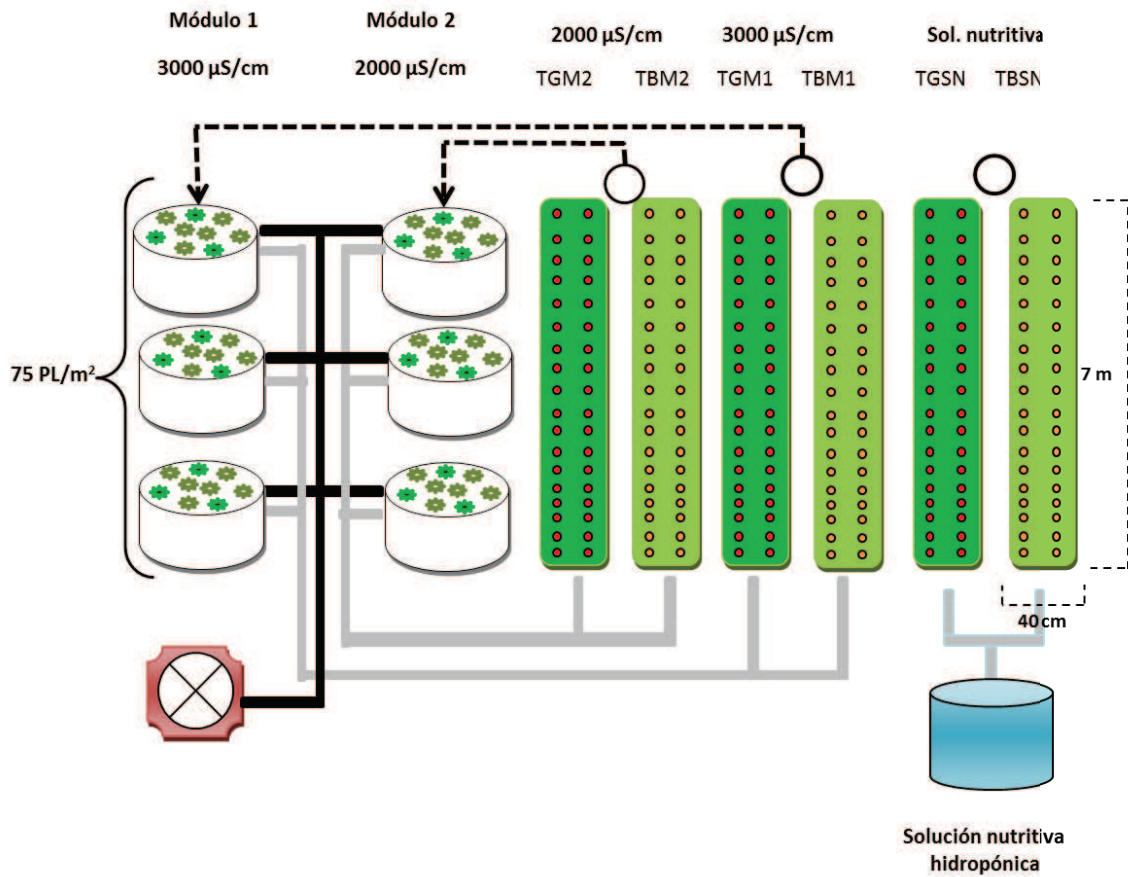
7.1.1. Diseño y funcionamiento del sistema

El sistema consistió en dos módulos acuapónicos (M1 y M2) y uno hidropónico (SN) que se utilizó como módulo testigo para poder evaluar el crecimiento y la producción del tomate al utilizar una solución comercial para hidroponía y compararlo con los resultados obtenidos al utilizar agua de los tanques de camarón. Cada módulo acuapónico estaba constituido por tres tanques para el cultivo de camarón y lechuga y dos camas para el cultivo hidropónico de tomate. El módulo hidropónico consistió en un tanque de 450 L para la solución nutritiva y dos camas para el cultivo hidropónico (Figura 2).

Los módulos se trabajaron a una densidad de 75 PL/m², el M1 con agua de mar diluida a 3000 µS/cm (1.9 g/L) y el M2 con agua de mar diluida a 2000 µS/cm (1.3 g/L). Cada módulo irrigó dos camas del cultivo de tomate, una cama con variedad grape y otra con variedad bola a una densidad de 4.2 plantas/m².

Los tanques fueron contruidos con malla y revestidos con liner de polipropileno de alta densidad (2 m de diámetro x 1.2 m de altura), contaban con sistema de aireación y un biofiltro en el centro de cada tanque. Las camas se hicieron de block (0.4 m de ancho, 7 m de largo y 0.2 m de altura), con una pendiente del 2 %, se forraron con hule negro para evitar infiltraciones y ayudar al paso del agua hacia el drenaje recolector, y se rellenaron con 0.1 m de grava y 0.06 m de zeolita, para permitir el desarrollo radicular y la aireación. Además, la zeolita sirve como filtro ya que es capaz de atrapar compuestos nitrogenados por medio de intercambio iónico (Metcalf y Eddi, 1997).

El agua de los tanques se pasó por gravedad hacia las camas, el exceso se recolectó en una cisterna al final de las camas y se regresó a los tanques por medio de una bomba sumergible (Evans) de 1/8 hp.














-  Tanques de camarón (235 PL/tanque)
-  Tanque de solución nutritiva
-  Aireador 1/2 hp
-  Tomate grape (36 plantas/cama)
-  Tomate bola (36 plantas/cama)
-  Lechuga romana (6 plantas/tanque)
-  Lechuga orejona (3 plantas/tanque)
-  Tubería de drenaje
-  Tubería de aireación
-  Cisterna
-  Tubería de retorno

Figura 2. Esquema simplificado del diseño experimental del sistema.

7.1.2. Descripción del montaje del experimento

El cultivo integrado camarón-tomate-lechuga tuvo una duración de 29 semanas (16 de agosto de 2011 al 07 de marzo de 2012) y durante este tiempo se observaron cuatro etapas. La primera fue donde solamente se estaba cultivando camarón; la segunda, donde de manera simultánea se cultivó camarón y tomate; la tercera, cuando se cosechó el camarón y en su lugar se cultivó la lechuga junto con el tomate; y la cuarta, donde solamente se siguió cultivando tomate. Estas etapas se deben a que el camarón, el tomate y la lechuga tienen diferentes temporadas de cultivo (que dependen de las condiciones climáticas), por lo que cada uno se integró en diferente tiempo, desglosándose de la siguiente manera (Figura 3):

- Camarón (16 de agosto de 2011 al 13 de diciembre de 2011): 17 semanas
- Tomate (28 de septiembre de 2011 al 07 de marzo de 2012): 23 semanas
- Lechuga (14 de diciembre de 2011 al 02 de febrero de 2012): 7 semanas

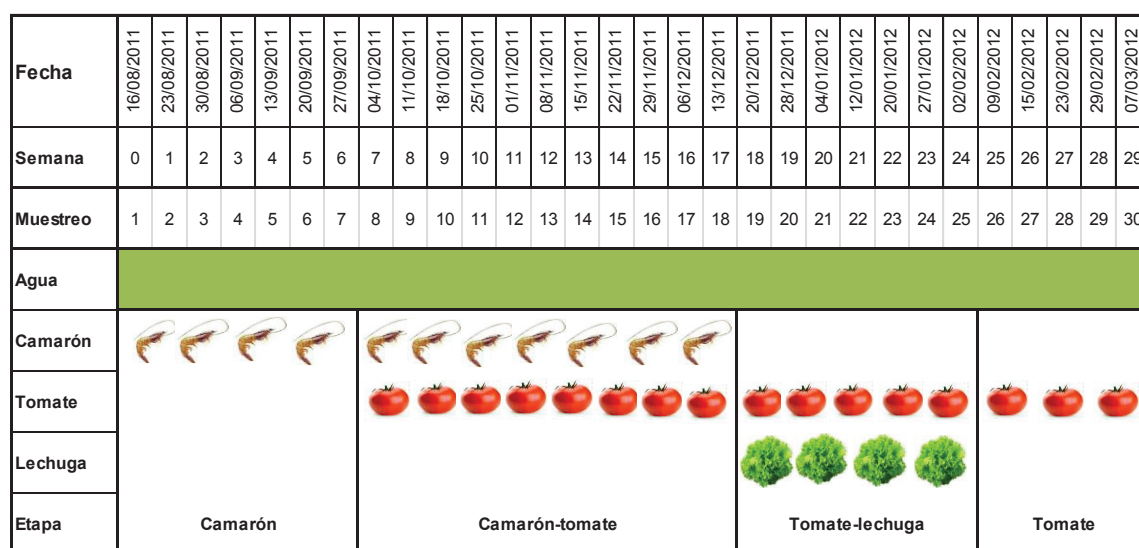


Figura 3. Esquema del cronograma del cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

7.2. Cultivo de camarón

El camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) se seleccionó debido a que es la principal especie utilizada en el cultivo tierra adentro, ya que tolera un amplio rango de salinidades, desde agua dulce (0.5–2.0 g/L) hasta hipersalina (60 g/L); es nativo del Pacífico de México, se desarrolla bien a altas densidades, tiene una gran adaptabilidad en cautiverio, disfruta de buena aceptación y buen precio en el mercado, está disponible en los laboratorios del noroeste del país, y además en México tiende a ser más tolerable a infecciones por IHHNV y TSV (Saoud *et al.*, 2003; Camproduce, 2009; Martínez-Córdova *et al.*, 2009).

El ciclo de producción desarrollado fue de 17 semanas, con una superficie sembrada de 9.42 m² aproximadamente por módulo, que es el equivalente a los tres tanques. La densidad de siembra fue 75 PL/m² con una talla mínima de PL₂₁.

7.2.1. Preparación de los tanques de cultivo

Previo a la siembra, los tanques se lavaron con jabón y cloro (hipoclorito de sodio) para desinfectarlos. Se tallaron los fondos y paredes y se drenó el agua de desecho. Posteriormente, los tanques se dejaron secar al sol durante tres días y se colocó un tubo de PVC de 1 1/2" de diámetro y 1.1 m de longitud en el centro del tanque para evitar que las postlarvas se escaparan al ser sembradas. Después se agregó agua de mar filtrada (35 g/L de salinidad) y se diluyó con agua de pipas, hasta alcanzar un tirante de agua de 1 m con la conductividad deseada.

Con el fin de promover la productividad primaria en los tanques, éstos se fertilizaron agregando 10 g de fertilizante Nutrilake-P cuatro días antes de la siembra, ya que el fitoplancton constituye una fuente importante de alimento para las postlarvas. Dentro de cada tanque se colocó un biofiltro sumergido (Figura 4), que es un sustrato artificial. Los sustratos artificiales son estructuras que proporcionan área superficial adicional que puede ser utilizada por el camarón a fin de evitar el hacinamiento en el fondo del tanque. También, sobre esta área

superficial adicional pueden colonizar las bacterias nitrificantes, lo que permite que haya cierta cantidad de biofiltración. Además, la biopelícula formada en la superficie de estos sustratos proporciona un tipo de nutrición adicional para el camarón, dándole valor agregado a las producciones, al mejorar las tasas de aprovechamiento de los alimentos. En teoría el uso de sustratos artificiales permite densidades de cultivo superiores al reducir el estrés y el canibalismo (Van Wyk, 1999; Stewart *et al.*, 2006; Lezama-Cervantes *et al.*, 2010; Bojórquez-Mascareño y Soto-Jiménez, 2013).

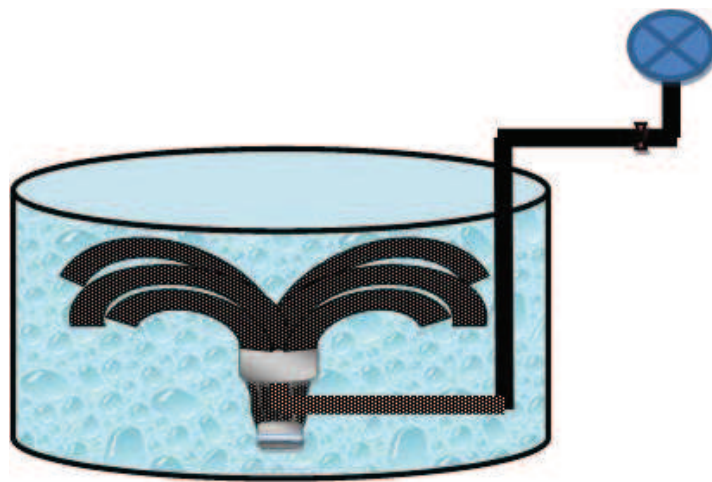


Figura 4. Esquema que ilustra el biofiltro sumergido.

7.2.2. Adquisición y transporte de postlarvas

Como medida de seguridad e inocuidad y para garantizar su calidad, las postlarvas empleadas fueron proporcionadas por un laboratorio certificado de producción, AQUAPACIFIC S.A. de C.V., ubicado en Rosario, Sinaloa. Para verificar que los organismos estuvieran en óptimas condiciones se tomó una muestra de determinado volumen revisando su actividad, la uniformidad de tallas, el contenido intestinal, y la ausencia de deformidades y opacidad muscular.

Una vez verificadas las postlarvas, éstas se empacaron en bolsas de plástico con agua de mar diluida a una salinidad de 5.5 g/L, se les suministró oxígeno y se colocaron en hieleras para conservar una temperatura de 23 °C.

7.2.3. Aclimatación y siembra de postlarvas

Para que el cultivo de camarón a baja salinidad tenga éxito, es necesario que se realice un proceso de aclimatación de las postlarvas antes de su siembra en los tanques de cultivo. El procedimiento de aclimatación consiste en bajar lentamente la salinidad del agua de transporte hasta alcanzar la salinidad del agua de los tanques de cultivo, ayudando a minimizar el estrés provocado por los cambios bruscos de salinidad y temperatura, por lo que resulta un proceso crítico para la obtención de una buena supervivencia (Van Wyk, 1999; Nunes y Velásquez, 2001).

Para la aclimatación se dispuso un sistema constituido por 4 tanques de 450 L. Uno de estos tanques fue colocado a 1 m altura para utilizarlo como cisterna de agua dulce para la aclimatación y los demás se utilizaron para la aclimatación. Lo primero que se hizo fue colocar las bolsas donde fueron transportadas las postlarvas dentro de los tanques de aclimatación, hasta lograr que la diferencia de temperatura entre el agua del tanque de aclimatación y de las bolsas fuera menor a 1 °C, después las postlarvas se liberaron en los tanques de aclimatación, mismos que estaban a la misma salinidad a la que venían las postlarvas (5.5 g/L).

Una vez adaptado el organismo en los tanques se inició el proceso de aclimatación, el cual se realizó en dos etapas: en la primera, se redujo la salinidad de 5.5 a 3.0 g/L, seguido de un periodo de recesión de 15 horas y en la segunda, la salinidad se disminuyó hasta 1.9 y 1.3 g /L. Por último se proporcionó un periodo de habituación de 7 días, el cual consiste en proporcionar a los camarones un periodo de tiempo en el agua de aclimatación final antes de ser transferidos a los tanques de cultivo, con la finalidad de reducir el estrés y permitir un mayor equilibrio entre los iones en el medio de aclimatación y los iones en la hemolinfa, lo que favorece la supervivencia (Van Wyk, 1999; McGraw y Scarpa, 2004; Davis *et al.*, 2002; 2005; Balbi *et al.*, 2005) (Tabla 2).

Tabla 2. Velocidad de aclimatación según la salinidad (Van Wyk, 1999).

Cambios de salinidad (g/L)	Tiempo (horas)	Velocidad de reducción (g/L/hora)
32 a 16	8	2
16 a 8	8	1
8 a 4	8	0.5
4 a 2	8	0.25
2 a 1	8	0.125
1 a 0.5	8	0.063

Durante el periodo de aclimatación las postlarvas se alimentaron con nauplios de *Artemia salina* y alimento balanceado en polvo con un contenido de proteína del 50 %, se suministró oxígeno mediante una bomba aireadora de ½" hp regulado con piedras difusoras, se realizaron limpiezas diarias del tanque para eliminar el alimento no consumido y evitar un deterioro en la calidad del agua, se llevó un registro de variables fisicoquímicas como temperatura, conductividad eléctrica (CE), oxígeno disuelto (OD) y pH, y se observó el color y actividad de las postlarvas. Una vez finalizado el proceso de aclimatación, los camarones fueron sembrados en los tanques de crecimiento para después seguir con el protocolo establecido.

7.2.4. Alimentación

Debido a la riqueza del plancton que de manera natural prolifera en el tanque, se considera que en los primeros días los requerimientos alimenticios del camarón serán satisfechos. Sin embargo, durante todo el ciclo de cultivo se utilizó alimento balanceado con un contenido de proteína de 35% (CAMARONINA Y AQUAPROLIFE), las primeras 6 semanas se molió con el fin de obtener porciones de menor tamaño acorde a la talla del camarón.

La cantidad de alimento a suministrar diariamente, se calculó con base a un porcentaje de la biomasa de los camarones, se dividió en 3 raciones por día (08:00, 13:00 y 18:00) y se aplicó en charolas de alimentación (2 por tanque). El empleo de

charolas o comederos es la forma más eficiente de alimentación, ya que permite ajustar la ración diaria de acuerdo al consumo aparente de alimento observado en las charolas, además, proporciona un mayor control sobre el estado biológico y de salud de la población de camarones. Antes de cada ración se revisaban las charolas para valorar el residuo de alimento, y de ser necesario realizar ajustes en las raciones (Tabla 3 y Tabla 4); (Zendejas-Hernández, 1994; Felix, 1998; Van Wyk, 1999; Salame, 1993; Casillas-Hernández *et al.*, 2007; Jiménez-Cabrera y Guerra-Aznay, 2011).

Tabla 3. Escala para tipificar la cantidad de alimento remanente antes de cada ración (Zendejas-Hernández, 1994).

Cantidad de alimento observado	Valor
Sin remanente	0
Poco remanente (<12.5%)	1
Moderado remanente (12.5-25%)	2
Considerable remanente (>25%)	3

Tabla 4. Valores para ajustes a la tasa de alimentación según el valor promedio observado en los charolas (Zendejas-Hernández, 1994).

Valor promedio de los comederos	Ajustes a la tasa de alimentación
Promedio >2	Reducir la tasa de alimentación en 30%
Promedio >1	Reducir la tasa de alimentación en 20%
Promedio = 0.5-1	Mantener la tasa de alimentación
Promedio >0.5	Incrementar la tasa de alimentación en 10%

7.2.5. Crecimiento del camarón

El muestreo de crecimiento se realizó con el propósito de monitorear el desarrollo del organismo, corroborar que éste fuera normal y en caso de presentarse algún problema tomar las acciones necesarias. Los muestreos se realizaron semanalmente utilizando una red de cuchara con malla ecuatoriana y

tomando un mínimo de 10 camarones por tanque. En los organismos muestreados se observó el contenido intestinal, el comportamiento y el exoesqueleto (verificando la ausencia de manchas en el mismo) para inferir el estado de salud de los organismos. Después se pesaron en una balanza y se calculó el peso individual promedio del camarón para cada tanque y cada módulo.

7.2.6. Cosecha del camarón

Después de los 120 días de cultivo, se realizó la cosecha de camarón sin desechar el agua de los tanques, ya que esta se siguió usando para el riego de los tomates y lechugas. Se contaron y pesaron todos los organismos de cada tanque para después calcular las siguientes variables de producción (Lezama-Cervantes *et al.*, 2010; Moreira *et al.*, 2011; Alatorre-Jacome *et al.*, 2012):

$$\text{Peso individual promedio (g)} = \frac{\text{Biomasa cosechada}}{\text{Número de camarones cosechados}}$$

$$\text{Supervivencia (\%)} = \frac{\text{Número de camarones cosechados} \times 100}{\text{Número de camarones sembrados}}$$

$$\text{Tasa de crecimiento semanal (g/sem)} = \frac{\text{Peso final} - \text{peso inicial}}{\text{Semanas de cultivo}}$$

$$\text{Tasa de crecimiento específico (\%/día)} = \frac{(\text{Ln peso final} - \text{Ln peso inicial}) \times 100}{\text{Días de cultivo}}$$

$$\text{FCA} = \frac{\text{Alimento aplicado}}{\text{Biomasa cosechada}}$$

$$\text{Consumo de agua (m}^3\text{/kg)} = \frac{\text{Volumen de agua utilizada}}{\text{Biomasa cosechada}}$$

7.3. Cultivo hidropónico

Para el cultivo hidropónico se seleccionó el tomate y la lechuga. El cultivo de tomate se desarrolló en dos etapas; la primera, del 28 de septiembre al 13 de diciembre de 2011 (mientras había camarones en los tanques de cultivo), y la segunda del 14 de diciembre de 2011 al 07 de marzo de 2012 (cuando se sacaron los camarones y solo quedó el agua en los tanques). El cultivo de lechuga con raíz flotante se desarrolló del 14 de diciembre de 2011 al 02 de febrero de 2012 dentro de los tanques. Se hizo a manera de oportunidad una vez que los camarones fueron cosechados, para probar si las conductividades y características del agua eran aptas para el cultivo de esta hortaliza y así aprovechar el agua al máximo.

7.3.1. Cultivo de tomate

La variedad de tomate que se seleccionó para el cultivo hidropónico corresponden a tomate bola y tomate grape (*Lycopersicon esculentum*), debido a que: es una hortaliza de alta demanda a nivel mundial, representa el 72% de la producción bajo invernadero en México, se pueden comercializar en el mercado local, nacional e internacional ya sea fresco o industrializado, tiene excelente aceptación en el mercado, son cultivos altamente rentables, con larga vida de anaquel y que se puede producir durante todo el año de manera hidropónica obteniendo mayores producciones por unidad de superficie. Además, tolera aguas con moderados o relativamente elevados niveles de cloruros, sodio, potasio y magnesio (Samperio-Ruíz, 2000; Chamarro, 2001; Steta, 2004; Magán *et al.*, 2005; 2008; Cruz, 2007; Ojo de Agua, 2007; González, 2009).

7.3.1.1. Transporte y siembra de las plántulas

Las plántulas utilizadas en el experimento fueron donadas por Agrícola Chaparral S. de P.R de R.L. y se transportaron en semilleros de 240 cavidades hasta el módulo experimental. Una vez en el módulo, las plantas se trasplantaron en las camas con un acomodo a doble hilera en forma de zig-zag, con una separación

entre planta y planta de 0.4 m, dando un total de 36 plantas por cama; en una cama se dispuso la variedad grape y en otra la variedad bola. Cada cama fue irrigada con el agua de su módulo correspondiente, con el propósito de evaluar a que salinidad y con cual variedad de planta se obtiene la mejor producción.

7.3.1.2. Entutorado o guiado de la planta

Debido a que el crecimiento de la planta de tomate es hacia arriba se le proporcionó una guía o tutor para darle soporte y mantenerla erguida, así como para evitar que las hojas y los frutos tocan el suelo, mejorando así la aireación de la planta, el aprovechamiento de la radiación solar, y las labores de cultivo. El material utilizado como guía fue hilo de polipropileno (rafia), mismo que se sujetó de un extremo a la zona basal de la planta mediante el uso de un anillo plástico y el otro extremo a un alambre situado aproximadamente a 2 metros de altura de las plantas; conforme las plantas crecían se fueron liando o sujetando a este hilo tutor.

7.3.1.3. Deshoje, poda y polinización

Estas actividades se realizaron de manera manual, el deshoje se realizó con la finalidad de eliminar las hojas que se encontraban situadas por debajo del racimo de frutos para mantener una buena oxigenación en la planta. Durante la poda se erradicaban los crecimientos laterales para que la planta se mantuviera en un solo tallo, lo que evita exceso de follaje y pérdida de nutrientes, generando frutos de mayor tamaño y calidad. La polinización se hizo a través de golpes vibrantes al emparrillado del entutorado.

7.3.1.4. Riego y recirculación

La técnica utilizada para el riego fue por goteo, con una frecuencia de tres veces al día (8:00, 13:00 y 16:00), después de cada riego el agua que no era aprovechada por las plantas se recuperó en los drenajes receptores de cada tratamiento y después se regresó a los tanques de camarón correspondientes.

7.3.1.5. Crecimiento y cosecha

Para evaluar el crecimiento de las plantas se midió la longitud del tallo desde el nivel del sustrato hasta la parte superior de la planta. Se evaluó al momento de la siembra y posteriormente cada 2 semanas hasta el final del cultivo, también se evaluó el aspecto visual de la misma, para poder identificar síntomas de deficiencia o exceso de macro y micronutrientes durante su crecimiento. La cosecha se realizó manualmente y bajo los criterios de que el fruto ya hubiese alcanzado el calibre deseado según la variedad, estuviera rayado y/o presentara una coloración rojiza (Samperio-Ruíz, 1999; Rakocy *et al.*, 1992; McMurtry, 1997; Berenguer, 2003; Nuño, 2007).

7.3.2. Cultivo de lechuga

La lechuga (*Lactuca sativa*) se seleccionó por lo siguiente: es de las hortalizas de hoja que mejor se adapta al sistema de raíz flotante, lo que hace que crezca bien en sistemas hidropónicos y acuapónicos; tiene la capacidad de acumular nitrógeno y fósforo para la producción de follaje, por lo que es una buena opción para los sistemas acuapónicos; es el cultivo más importante para el mercado de hortalizas que se comercializan en fresco en términos de peso, producción y valor de mercado; es una hortaliza resistente con un ciclo de crecimiento rápido, lo que permite su producción todo el año; además, es importante desde el punto de vista nutricional debido a su aporte de vitamina A, calcio, hierro, magnesio, fósforo, potasio, minerales y otros en menor proporción (Ryder, 1979; Maroto, 1989; Lee y Escobar, 2000; Resh, 2001; Rakocy *et al.*, 2006; Ramírez *et al.*, 2009; Arcos *et al.*, 2011)

La producción mundial en el 2011 fue de 24.3 millones de toneladas, siendo México el octavo productor con 370,066 toneladas. Las variedades utilizadas en este proyecto fueron la romana y la larga u orejona, ya que son los principales tipos en México (ASERCA, 2000; FAO y SIAP, 2013).

7.3.2.1. Siembra de semilla y obtención de plántula

La lechuga se sembró en semilleros de 200 cavidades con el objetivo de conservar la raíz y el sustrato intacto al momento del trasplante. Como sustrato se utilizó una mezcla de perlita, zeolita y pet moss en proporción 1:1:1; el sustrato permite anclar y aferrar las raíces protegiéndolas de la luz y permitiéndoles su respiración, además de mantener el agua y los nutrientes que las plantas necesitan. En cada cavidad se colocó una semilla a una profundidad aproximada de 5 mm y se cubrió nuevamente con la mezcla. El riego se realizó en la mañana y en la tarde con una regadera de jardín hasta el momento del trasplante.

7.3.2.2. Trasplante y cosecha

Para el trasplante se utilizó la plántula con cepellón (raíz + sustrato) con el objetivo de que soportara mejor el trasplante. El trasplante de las lechugas se hizo en vasos de hielo seco # 708, a los cuales se les realizaron orificios para permitir que la raíz de la planta y el sustrato tuvieran contacto con el agua de cultivo (2000 y 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y solución nutritiva) y se llenaron con zeolita como medio de sustrato. Una vez trasplantadas las lechugas en los vasos, estos se colocaron en una lámina de poliestireno de 1 m² con nueve orificios (3 vasos con lechuga orejona y 6 vasos con lechuga romana), por último esta lámina se puso a flotar dentro de los tanques de camarón y de la cama con solución nutritiva (testigo). La cosecha se realizó a los 50 días después del trasplante.

7.4. Monitoreo de la calidad del agua

De acuerdo a Reid y Arnold (1992), Davis y Arnold (1998), Van Wyk y Scarpa (1999), el monitoreo de la calidad del agua se realiza con el propósito de verificar que las condiciones del agua sean óptimas para el buen desarrollo del organismo y poder tomar decisiones de emergencia, en caso de presentarse cualquier problema con el agua. Las variables monitoreadas se enlistan en la tabla 5, donde se señala la hora y frecuencia de cada muestreo.

Tabla 5. Variables de calidad del agua monitoreadas durante el ciclo de cultivo.

Variable	Hora	Frecuencia
Temperatura	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
OD	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
pH	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Conductividad eléctrica	2 veces al día (06:00 y 18:00)	Diariamente
Sólidos suspendidos totales	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Materia orgánica	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Clorofila <i>a</i>	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Amonio	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Nitritos	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Nitratos	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Fosfatos	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Nitrógeno total	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Fósforo total	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Silicatos	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Iones mayoritarios	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente
Oligoelementos	Una vez al día (12:00 a 13:00)	Semanalmente

Durante el periodo de cultivo de camarón el oxígeno disuelto, la temperatura, la conductividad eléctrica y el pH se monitorearon diariamente dentro de los tanques, una vez que el camarón se cosechó sólo se monitorearon estas variables una vez a la semana. Para monitorear el oxígeno disuelto y la temperatura se utilizó un oxímetro YSI DO200, la conductividad eléctrica y el pH se midieron con un potenciómetro combo HANNA instruments; las mediciones se realizaron *in situ* dos veces al día (06:00 y 18:00 horas), para obtener las fluctuaciones diarias de estas variables. La salinidad de los tanques de camarón se estimó a partir de las ecuaciones descritas por Boyd *et al.* (2002); y Collins *et al.* (2005), donde la conductividad eléctrica (en $\mu\text{S cm}$) se multiplica por 0.00063 para obtener el equivalente a la salinidad.

7.4.1. Muestreo y análisis del agua

Las muestras de agua de cada uno de los tanques se recolectaron desde el día que inicio el cultivo (muestreo 1) hasta el día que terminó (muestreo 30) a 20-30 cm por debajo de la superficie del agua. Las muestras de agua correspondientes al cultivo hidropónico se empezaron a tomar a partir del muestreo 11 (cuando empezó a recircularse el agua) y hasta el 30 a la salida de cada cama de tomate. La recolección se hizo semanalmente en frascos de plástico de 120 ml, y las muestras de los tanques se consideraron la entrada de los módulos (EM1= entrada del módulo 1 y EM2= entrada del módulo 2), mientras que las tomadas a la salida de las camas de tomate se consideraron la salida de los módulos correspondientes.

Se tomaron dos juegos de muestras para el análisis de nutrientes, un juego se filtró a través de filtros Whatman GF/F de 0.45 μm de diámetro para determinar los nutrientes disueltos, y el otro juego fue sin filtrar para determinar el N y P total. Con el residuo de los filtros Whatman GF/F se determinaron los sólidos suspendidos totales y los volátiles, que fueron representados como materia orgánica. Para la determinación de clorofila *a* se filtró agua hasta saturar el filtro (Whatman GF/F de 0.45 μm). La determinación de los nutrientes fue realizada mediante los procedimientos descritos en Grasshoff *et al.* (1983) y APHA (1989).

La concentración de nitrógeno amoniacal total (N-NAT) se analizó mediante la técnica del fenato (formación del compuesto de azul de indofenol) descrita por Solórzano (1969); la cuantificación de nitritos (N-NO₂⁻) se basó en la formación de grupos azo (N=N) y los nitratos (N-NO₃⁻) previa reducción en una columna de cadmio activo, se analizaron de forma similar a nitritos, según Strickland y Parsons (1972); la suma de estas especies nitrogenadas se expresó como nitrógeno inorgánico disuelto (NID). La determinación de fósforo reactivo (P-PO₄⁻³) se efectuó por el método del molibdato-ascorbato (formación de azul de molibdeno) según Murphy y Riley (1962). El nitrógeno y fósforo total (NT y PT) se analizaron mediante la técnica de digestión alcalina (oxidación de las especies del nitrógeno hasta nitrato y descomposición de los compuestos orgánicos de fósforo

hasta fosfatos), según describe Valderrama (1981). Los sólidos suspendidos totales (SST) se determinaron mediante evaporación hasta peso constante, seguido de una calcinación (550 ± 50 °C) hasta peso constante para determinar la cantidad de materia orgánica (MO). La determinación de clorofila *a* se realizó mediante la extracción del pigmento con acetona al 90 % (Strickland y Parsons 1972).

7.5. Muestreo y análisis de lodo, zeolita, camarón, plantas de tomate y lechuga

Los lodos se drenaron mediante una tubería incluida en cada tanque, se recolectaron en conos IMHOFF de 1L donde fueron cuantificados y se tomó una alícuota para su posterior análisis; se tomó muestra de la zeolita inicial y de la zeolita de cada una de las camas de tomate al final del cultivo; las muestras de camarón fueron divididas en cefalotórax, exoesqueleto y músculo; las plantas de tomate se fraccionaron en raíz, tallo, hojas y fruto, mientras que la lechuga se dividió en raíz y hoja.

Las muestras se congelaron, liofilizaron (-45°C y 200×10^{-3} mbar), molieron y tamizaron para su posterior análisis. Se determinó el porcentaje de humedad de cada muestra y el análisis de fósforo total se realizó por triplicado en cada una de las muestras tomadas. El fósforo se analizó mediante la técnica de fósforo reactivo, previa calcinación y extracción ácida, según el procedimiento descrito por Aspila *et al.* (1976).

7.6. Balance de masas de nutrientes

Los flujos asociados con la entrada y salida de fósforo se efectuaron de acuerdo a la metodología y las consideraciones dadas en Páez-Osuna *et al.* (1997), para ello se llevó a cabo un registro del alimento, el fertilizante, las postlarvas, la composición inicial y final de la zeolita y del agua de los tanques de cultivo, los lodos orgánicos depositados en el fondo de los tanques, la cosecha de camarón, tomate y lechuga, y el material capturado por el biofiltro.

Una vez cuantificados los flujos de nitrógeno y fósforo se calcularon las pérdidas de éstos hacia el ambiente, mediante el siguiente modelo de balance de masas, propuestos por Páez-Osuna *et al.* (1997); Páez-Osuna y Ruiz-Fernández (2005); Casillas-Hernández *et al.* (2006):

$$L_N = FCF_n + fC_{fn} + IC_{IN} - HC_{HN}$$

$$L_P = FCF_p + fC_{fp} + IC_{IP} - HC_{HP}$$

Donde L se refiere a la carga ambiental de nitrógeno y fósforo, F al suministro total de alimento, CF a la concentración de nutrientes en el alimento (N y P), f a la tasa de fertilización, Cf a la concentración de nitrógeno o fósforo en el fertilizante, I al flujo del agua de llenado y de reposición de niveles, IC a la concentración de nitrógeno o fósforo del agua, H a la biomasa de la cosecha y HC a la concentración de nutrientes (N y P) en la cosecha.

7.7. Análisis estadístico

Las variables de interés analizadas fueron: temperatura, pH, oxígeno disuelto, conductividad eléctrica, clorofila *a*, sólidos suspendidos totales, materia orgánica, amonio, nitritos, nitratos, nitrógeno inorgánico disuelto, nitrógeno total, fosfatos, fósforo total, las variables de rendimiento del cultivo de camarón, tomate y lechuga, además, de la concentración de fósforo en los tejidos de camarón, tomate y lechuga.

Las variables mencionadas anteriormente se analizaron para determinar si eran datos normales y homoscedásticos. En caso de cumplirse con estos supuestos se utilizó la prueba t-Student o un análisis de varianza de una vía (ANOVA), seguido de una prueba de Tuckey. Los datos que no fueron normales y homoscedásticos se analizaron mediante las prueba no paramétricas U Mann-Whitney o de Kruskal-Wallis, seguido de una prueba de Dunns. Se utilizó un intervalo de confianza del 95 % ($p < 0.05$) (Zar, 1984; Wong, 2010)

8. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

8.1. Cultivo de camarón

El peso inicial promedio del camarón fue de 45 ± 2 mg para ambos módulos. El M1 creció a una tasa semanal promedio de 0.54 g, dando un peso final promedio de 9.1 g y una supervivencia de 90.1 %, lo que resulta en un rendimiento de 6.1 ton/ha y un FCA de 1.5. En el M2, el camarón presentó un crecimiento promedio de 0.65 g/sem, el peso final promedio fue de 11.0 g y la supervivencia de 46.8 %, lo que representa un rendimiento de 3.8 ton/ha; el FCA fue de 2.2. La tasa de crecimiento específico (TCE) indica el porcentaje de biomasa ganado por día y fue de 4.3 para el M1 y 3.9 % al día para el M2. El análisis estadístico indicó diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los datos de producción del M1 y M2 (Tabla 6).

Los camarones del M2 obtuvieron un mayor peso final que los camarones del M1 a pesar de estar a una menor conductividad eléctrica ($2000 \mu\text{S}/\text{cm}$), esto puede atribuirse a que la densidad final ($35 \text{ PL}/\text{m}^2$) fue 48.5 % menor a la obtenida en el M1 ($68 \text{ PL}/\text{m}^2$), lo cual favorece el crecimiento (Araneda *et al.*, 2008; Campos-Montes *et al.*, 2009).

Aunque el peso final del M2 fue mayor que el del M1, las curvas de crecimiento mostraron el mismo patrón (Figura 5), observándose tres fases: la primera, del inicio hasta la semana 7 donde el crecimiento del camarón en ambos módulos fue muy similar ($M1=0.39$ y $M2=0.38$ g/sem), la segunda fase de la semana 7 hasta la 13, donde se observó el mayor crecimiento semanal ($M1=1.01$ y $M2=1.23$ g/sem), y la tercera, de la semana 13 hasta la 17, donde el crecimiento semanal fue mínimo ($M1=0.07$ y $M2=0.23$ g/sem). El menor crecimiento en la última etapa puede deberse a la edad del camarón, ya que la tasa de crecimiento disminuye conforme aumenta la edad y al descenso de la temperatura ambiental que provocó que la temperatura del agua bajara y el camarón disminuyera su crecimiento.

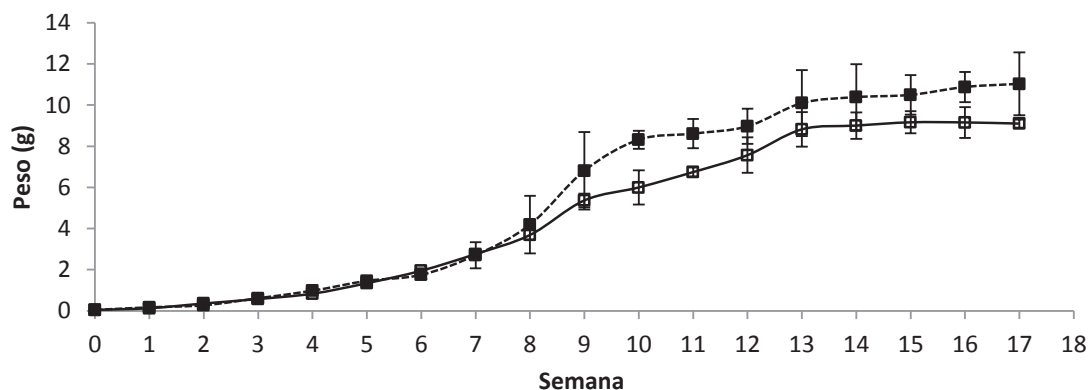


Figura 5. Dinámica del crecimiento semanal promedio del camarón (□ M1 3000 µS/cm y ■ M2 2000 µS/cm) en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

Tabla 6. Datos promedio de las variables de rendimiento obtenidas durante el cultivo de *L. vannamei* en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

	M1 (3000 µS/cm)	M2 (2000 µS/cm)
Tiempo de cultivo (días)	120	120
Densidad inicial (PL/m ²)	75	75
Peso inicial (mg)	45 ± 2	45 ± 2
Peso final (g)	9.1 ± 0.2 ^a	11.0 ± 1.6 ^b
Supervivencia (%)	90.1 ± 7.0 ^a	46.8 ± 10.0 ^b
Tasa de crecimiento (g/sem)	0.54 ± 0.46 ^a	0.65 ± 0.68 ^b
Tasa de crecimiento específico (%/día)	4.34 ± 0.08 ^a	3.93 ± 0.09 ^b
FCA	1.5 ± 0.2 ^a	2.2 ± 0.2 ^b
Producción (kg)	5.8 ± 0.2 ^a	3.6 ± 0.1 ^b
Rendimiento (ton/ha)	6.1 ± 0.6 ^a	3.8 ± 0.4 ^b
Consumo de agua (m ³ /kg)	3.0 ± 0.2 ^a	4.7 ± 0.8 ^b

Letras diferentes entre columnas significan diferencias significativas ($p < 0.05$).

En la tabla 7 se muestran los datos de producción de diferentes cultivos de *L. vannamei* cultivados a baja salinidad y en agua dulce, y se compara con los resultados obtenidos en el presente estudio. En los cultivos a baja salinidad encontramos que el crecimiento oscila entre 0.29 y 1.67 g/sem, con supervivencias entre 61 y 99 %; mientras que para los de agua dulce el crecimiento va de 0.38 a 1.3 g/sem y las supervivencias de 49 a 99 %. Al comparar nuestro estudio con los

descritos anteriormente observamos que estamos dentro de los resultados obtenidos en las otras investigaciones, a excepción de la supervivencia del M2 que es un poco menor (46.8%).

Algunas investigaciones de cultivos con salinidades <3 y hasta 11 g/L registran rendimientos entre 4.5 y 43.9 ton/ha, con supervivencias de 65 al 100%, y FCA entre 0.7 y 2.3 (Valenzuela *et al.*, 2002). En México existen granjas que siembran a una densidad promedio de 60 PL/m² y han obtenido tallas y rendimientos promedios de 14 g y 2500 kg/ha respectivamente, con supervivencias del 67% (Muñoz, 2005).

Con lo que respecta al uso de agua, estudios realizados en diversas partes del mundo indican que los sistemas tradicionales tienen un consumo de agua que oscila entre los 4.7 y 640 m³ por kg de camarón, esto dependiendo del sistema de cultivo, duración del ciclo de cultivo y volumen de recambio de agua (Tabla 8). Dentro de estos estudios, el que presenta un mejor resultado con respecto al uso de agua, además de ser el antecesor de este experimento es el de Mariscal-Lagarda *et al.* (2012), en el que obtuvieron 4.7 m³ de agua/kg de camarón y 2.1 m³ de agua/kg de camarón-tomate. En este trabajo el consumo de agua calculado para el M1 fue 3.0 m³ por kg de camarón, 0.7 m³ por kg para la integración camarón-tomate, y 0.6 m³ por kg de camarón-tomate-lechuga, y para el M2 4.7 m³ por kg de camarón, 0.9 m³ por kg de camarón-tomate, y 0.8 m³ por kg de camarón-tomate-lechuga, lo que implica un mejor uso del agua que en los estudios previos. Al comparar el consumo de agua por kg de camarón se encontraron diferencias significativas (p<0.05) entre el M1 y M2, más no al comparar la integración de camarón-tomate-lechuga.

En este experimento, aunque no se efectuaron recambios, si hubo reposición de los niveles, con la finalidad de mantener constante la salinidad en los tanques de cultivo, así como reponer el agua perdida por evaporación y el riego de plantas; la tasa de reposición diaria aplicada en este experimento fue estimada en 0.49% para ambos módulos.

Tabla 7. Datos de los factores de producción en cultivos de baja salinidad y cultivos en agua dulce de camarón (*L. vannamei* y *L. monodon*) en densidades intensivas e hiper-intensivas.

Salinidad (‰)	Densidad (PL/m ²)	Rendimiento (ton/ha)	Supervivencia (%)	FCA	Duración (días)	Talla (g)	Crecimiento (g/semana)	Referencia
Cultivos a baja salinidad								
0.5-7.0	60	2.9	68.4	1.4	210	11.2	0.37	Wudtisin y Boyd (2011)
0.5-7.0	65	2.3	56.9	1.9	210	8.7	0.29	Wudtisin y Boyd (2011)
2.0	100	13.4	69.0	2.3	53	9.9	1.26	Sowers y Tomasso (2006)
2.2	346	10.3	86.1	2.1	107	14.7	1.03	Samocha <i>et al.</i> (2004)
2.2	91	11.1	66.9	2.7	100	18.5	1.36	Samocha <i>et al.</i> (2004)
1.3	75	3.8	46.8	2.3	120	11.0	0.65	Este estudio
1.9	75	6.1	90.1	1.6	120	9.1	0.54	Este estudio
Cultivos con agua dulce								
0.9	50	3.9	56.3	1.6	120	14.0	0.73	Mariscal-Lagarda, <i>et al.</i> (2012)
<1	50	3.3	82.5	-	84	8.1	0.70	Esparza-Leal <i>et al.</i> (2010)
0.64 *	90	7.8	76.1	-	203	11.4	0.38	Araneda <i>et al.</i> (2008)
0.64 *	130	9.1	68.9	-	203	10.2	0.34	Araneda <i>et al.</i> (2008)
0.64 *	180	11.7	65.9	-	203	9.9	0.33	Araneda <i>et al.</i> (2008)
0.5	100	-	77.0	1.6	180	14.1	0.55	Van Wyk <i>et al.</i> (2000)

* Valor calculado a partir de la ecuación descrita por Boyd (2002).

Tabla 8. Datos de producción y consumo de agua en diferentes tipos de cultivo de camarón de diferentes especies, empleando diferentes salinidades y tasas de recambio.

Especie	Densidad (PL/m ²)	Salinidad (‰)	Recambio (%)	Producción (ton/ha)	Duración (días)	Consumo (m ³ de agua/kg de camarón)	Referencia
<i>L. vannamei</i>	14	37.5	4	1.8	130	16.6	Páez-Osuna <i>et al.</i> (1997)
<i>L. vannamei</i>	20	37.6	12.5	2.0	210	104.6	Miranda <i>et al.</i> (2007)
<i>L. vannamei</i>	15	36.0	15	3.1	203	66.8	Casillas-Hernández <i>et al.</i> (2006)
<i>L. vannamei</i>	20	42.5	12.7	2.0	190	113	Miranda-Baeza <i>et al.</i> (2007)
<i>L. setiferus</i>	40	22.9	25	5.7	140	640	Hopkins <i>et al.</i> (1993)
<i>L. setiferus</i>	40	21.8	2.5	6.4	140	9.0	Hopkins <i>et al.</i> (1993)
<i>L. setiferus</i>	20	18.3	0.0	3.2	140	6.0	Hopkins <i>et al.</i> (1993)
<i>P. monodon</i>	20-30	20-30	10-15	3.6	100-120	6.7-9.8	Thi-Anh <i>et al.</i> (2010)
<i>L. vannamei</i>	13	1.8	0.0	1.3	77	15.3	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2010)
<i>L. vannamei</i>	50	0.65	0.9	3.9	120	4.7 *	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
						2.1**	Mariscal-Lagarda <i>et al.</i> (2012)
<i>L. vannamei</i>	75	1.9	1.0	6.1	120	3.0*	Este estudio
						0.7**	
						0.6***	
<i>L. vannamei</i>	75	1.3	1.0	3.8	120	4.7*	Este estudio
						0.9**	
						0.8***	

*Consumo de agua para cultivo de camarón

**Consumo de agua al integrar camarón-tomate

*** Consumo de agua al integrar camarón-tomate-lechuga

8.2. Cultivo de tomate

El cultivo de tomate se realizó a partir del 28 de septiembre del 2011 hasta el 7 de marzo de 2012. La producción total obtenida para el tomate irrigado con agua del M1 de 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ fue de 18.7 kg, 15.0 kg para el M2 de 2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$, y 32.1 kg para los de solución nutritiva (SN), que sirvió como testigo (Figura 6). No se encontraron diferencias significativas ($p>0.05$) entre la producción total de los módulos 1 y 2, pero sí entre éstos y el testigo.

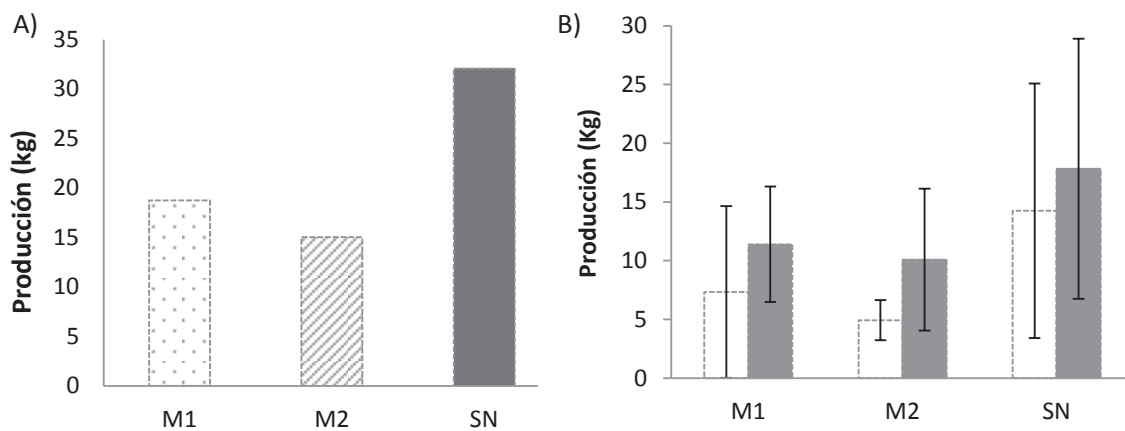


Figura 6. A) Producción total de tomate (grape + bola) para los módulos M1 y M2 y solución nutritiva (SN), B) Producción de tomate en los tres módulos: tomate grape (Barra vacía) y tomate bola (barra rellena).

8.2.1. Tomate grape (TG)

La cosecha dio inicio en noviembre de 2012 para el TGSN y en diciembre del mismo año para el TGM1 y TGM2, y finalizó el 07 de marzo de 2012 para todos los tratamientos. La producción total fue de 7.3 kg para el TGM1 (3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$), 4.9 kg para el TGM2 (2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$), y 14.3 kg para el TGSN que fue irrigado con solución nutritiva (Figura 7). El testigo obtuvo los mejores resultados, seguido del M1, en las variables de rendimiento, sin embargo, la comparación estadística entre los tratamientos indicó que solo existen diferencias significativas ($p<0.05$) entre el

testigo y el M2, y entre el peso promedio del fruto del testigo y los dos tratamientos acuapónicos (Tabla 9).

Uresti-Pesina *et al.* (2008) evaluaron el rendimiento de un cultivo hidropónico de tomate cherry tipo grape a una densidad de 36 plantas por cama sembradas a doble hilera (1.7 plantas/m²), obteniendo un rendimiento de 10.7 ton/ha, el cual se encuentra entre las 8.5 ton/ha del TGM1 y las 16.4 ton/ha del TGSN obtenidas en este trabajo.

En relación al número y tamaño del fruto, al comparar entre los tomates irrigados con solución nutritiva y los irrigados con efluentes de camarón observamos el comportamiento establecido por Van Leperen, (1996) y Flores *et al.* (2003), quienes concluyen que la sal disuelta en el agua de riego disminuye el rendimiento del tomate mediante la reducción del número y peso de frutos, pero al comparar solamente entre los irrigados con efluentes no se observó el comportamiento anteriormente descrito, lo que podría suponer que para estos tratamientos la salinidad no fue el factor determinante.

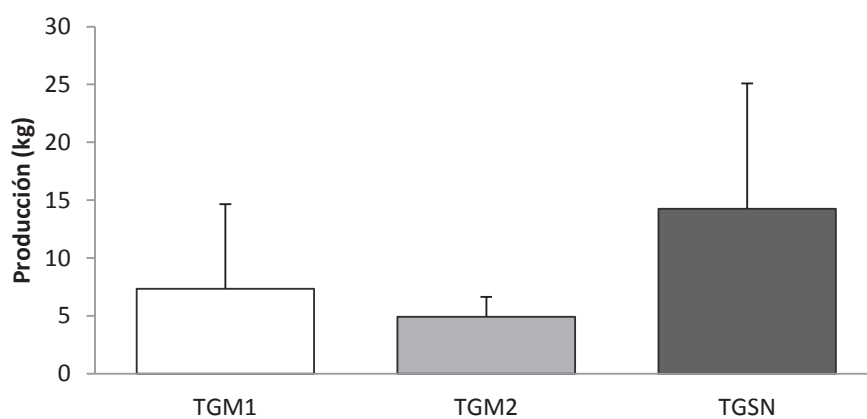


Figura 7. Producción total de tomate grape.

Con respecto al crecimiento, no se detectaron diferencias significativas entre las plantas de TGM2 y TGSN, pero sí entre éstas y las de TGM1 ($p < 0.05$) (Figura 8), lo que puede atribuirse a la salinidad, ya que ésta afecta el desarrollo de la planta.

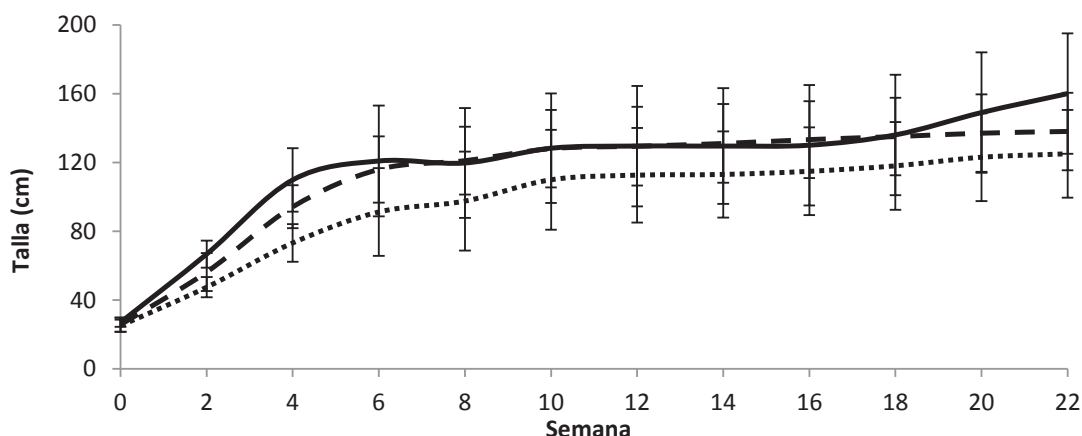


Figura 8. Crecimiento promedio de la planta de tomate grape en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (..... TGM1--- TGM2 — TGSN).

Tabla 9. Datos de las variables de rendimiento de tomate grape obtenidos durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

	TGM1	TGM2	TGSN
Producción por planta (g)	203.8±203.0 ^{ab}	137.1±47.3 ^a	395.7±301.2 ^b
Tomates por planta	64.6±58.0 ^{ab}	45.9±14.2 ^a	103.4±75 ^b
Peso promedio del tomate (g)	3.2±0.5 ^a	2.9±0.4 ^a	4.2±1.6 ^b
Producción (kg)	7.3±7.3 ^{ab}	4.9±1.7 ^a	14.3±10.8 ^b
Rendimiento (ton/ha)	8.5±8.4 ^{ab}	5.7±2.0 ^a	16.4±12.5 ^b
Talla (cm)	88.8±38.1 ^b	106±41.86 ^a	111.2±47.9 ^a

Letras diferentes entre las medias indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

El contenido de humedad fue de 91.6 % para TGM1, 91.3 % para TGM2, y 92.1 % para TGSN, los cuales están dentro del intervalo propuesto por Tamaro (1984), Osborne y Voogt (1986) y Belitz y Grosch (1988) de 91 a 94 %, pero menor al 95.2 y 92.6 % encontrado por Guil-Guerrero y Reboloso-Fuentes (2009) en tomate cherry y cherry pera, respectivamente. En cuanto al contenido de cenizas en frutas y hortalizas, Hart y Fisher (1991) proponen que éste puede variar entre 2 y 12 %. El contenido de cenizas con base al peso seco de este experimento fue de 6.0, 6.4 y 6.2 % para el TGM1, TGM2 y TGSN, respectivamente, pero, al considerar el contenido

de humedad el porcentaje de cenizas fue de 0.50 % para el TGM1, 0.56 % para TGM2 y 0.49 % para TGSN (Figura 9), porcentajes menores al 0.9 y 1.41% encontrado por Guil-Guerrero y Reboloso-Fuentes (2009).

Con respecto al valor nutricional de fósforo (mg de fósforo en 100 g de tomate) aportado por los diferentes tratamientos, los tomates de tratamientos acuapónicos tuvieron mejores resultados que el testigo, aportando 16.03 mg el TGM1, 22.28 mg el TGM2, y 12.30 mg por el TGSN. Guil-Guerrero y Reboloso-Fuentes (2009) encontraron valores de 17.5 y 27.3 mg, mientras que la FAO registra un valor nutricional de 19 mg de fósforo para el tomate.

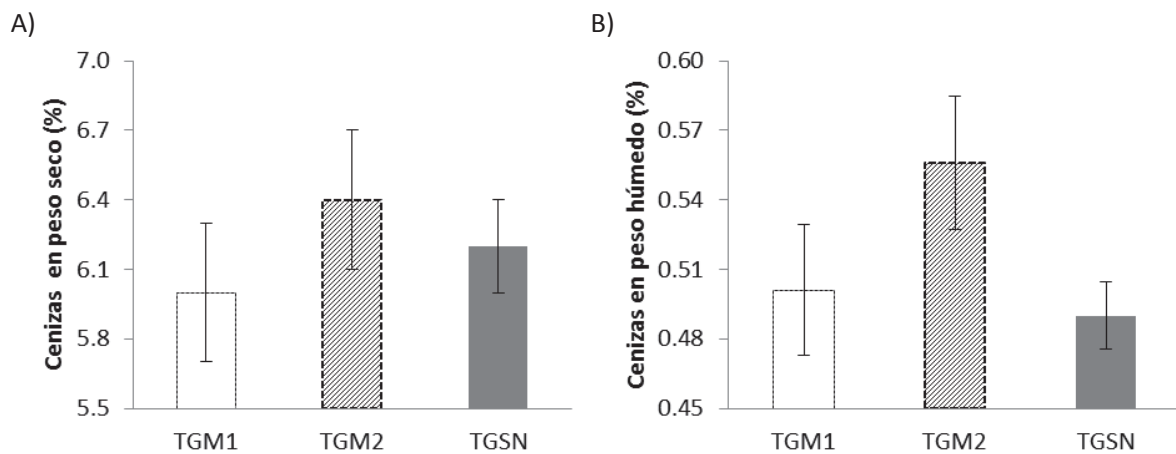


Figura 9. Porcentaje de cenizas en el fruto de tomate grape: A) con base a peso seco B) con base a peso húmedo.

La tabla 10 muestra el comportamiento de acumulación de materia seca en los distintos órganos de las plantas de los diferentes tratamientos y se puede observar que en todos el comportamiento es como sigue: fruto>tallo>hoja>raíz. El índice de cosecha (IC) fluctuó entre 0.47 y 0.63, éste representa la eficiencia de canalización de biomasa hacia el rendimiento económico, para el tomate generalmente oscila entre 0.4 y 0.65, es decir, que del 40 a 65 % de la materia seca producida por una planta es canalizada hacia los frutos (Sánchez, 1997).

Tabla 10. Acumulación de materia seca en los órganos de la planta de tomate grape.

Tratamiento	Materia seca (g)					IC
	Raíz	Tallo	Hoja	Fruto	Materia seca total	
TGM1	42.5	277.7	146.2	616.4	1082.8	0.57
TGM2	35.8	302.5	137.9	429.3	905.6	0.47
TGSN	38.7	439.3	169.8	1090.1	1738.0	0.63

8.2.2. Tomate bola (TB)

La cosecha dio inicio el 11 de enero de 2012 y terminó el 07 de marzo para los tres tratamientos, con un total de 7 cortes para cada tratamiento, y producciones de 11.4, 10.1 y 17.8 kg para el TBM1, TBM2 y TBSN, respectivamente (Figura 10).

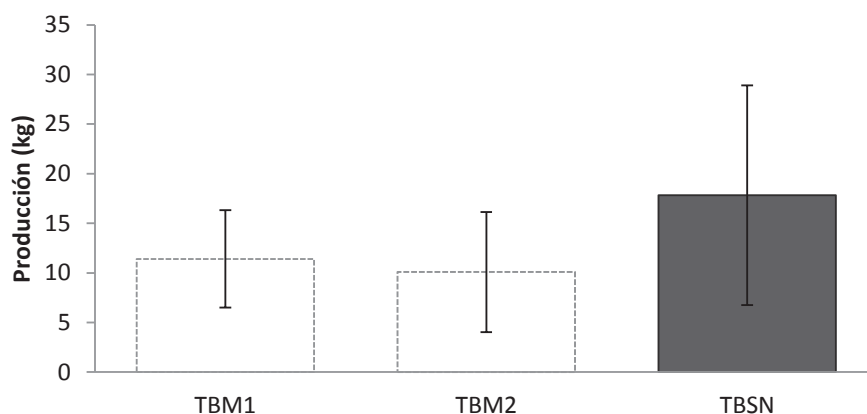


Figura 10. Producción total del tomate bola.

El TBSN que servía como testigo obtuvo los mejores resultados en las variables de rendimiento, a excepción del peso promedio del fruto, que fue menor que el de los tratamientos acuapónicos, aunque no significativamente diferente. Sólo se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre el TBSN y el TBM2, con respecto a las variables de rendimiento, y entre la altura de las plantas de TBSN y las plantas de TBM1 y TBM2, lo cual puede ser atribuido a la salinidad (Tabla 11 y Figura 11).

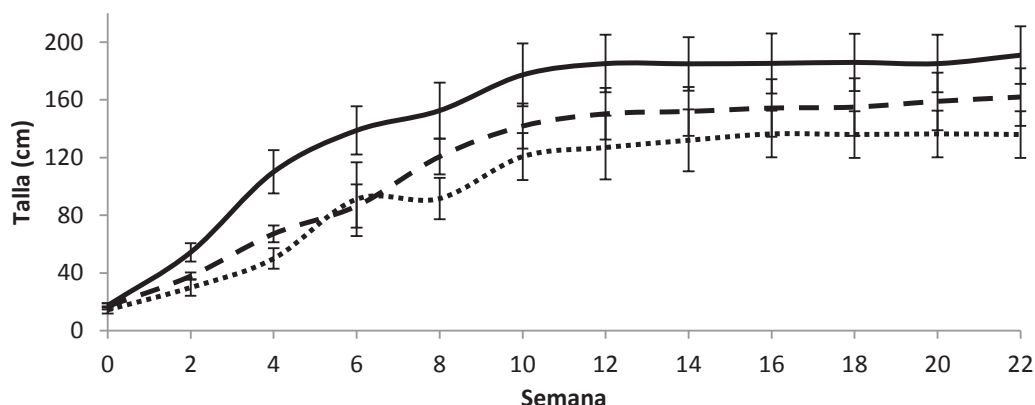


Figura 11. Crecimiento promedio de las plantas de tomate bola en el cultivo integrado camarón tomate lechuga (..... TBM1--- TBM2 — TBSN).

Tabla 11. Datos de variables de rendimiento de tomate bola obtenidos durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga.

	TBM1	TBM2	TBSN
Producción por planta (g)	316.8±136.5 ^{ab}	280.2±167.9 ^a	495.4±307.7 ^b
Tomates por planta	5.9±2.5 ^a	4.9±2.8 ^a	10.5±6.1 ^b
Peso promedio del tomate (g)	58.3±28.3 ^a	58.7±19.5 ^a	49.7±22.8 ^a
Producción (kg)	11.4±4.9 ^{ab}	10.1±6.1 ^a	17.8±11.1 ^b
Rendimiento (ton/ha)	13.1±5.7 ^{ab}	11.6±7.0 ^a	20.6±12.8 ^b
Talla (cm)	89.6±48.4 ^a	89.6±53.6 ^a	134.7±62.1 ^b

Letras diferentes entre las medias indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

El contenido de humedad en el fruto fue de 93.3 % para TBM1, 93.9 % para TBM2, y 93.9 % para TBSN, los cuales son comparables al 93.56 % registrado por Vives (1984), el 93.8 y 94.3 % de Hernández-Suárez *et al.* (2007) y el 93.3 y 96 % encontrado por Guil-Guerrero y Reboloso-Fuentes (2009). Con respecto al contenido de cenizas con base al peso seco fue de 6.9, 7.0 y 7.0 % (Figura 12) para el TBM1, TBM2 y TBSN, respectivamente. Estos resultados se encuentran por debajo del 8.1 y 10.2 % registrado por Wheeler *et al.* (1997), pero dentro del intervalo propuesto por Hart y Fisher (1991) para frutas y hortalizas (2 y 12 %).

Al tomar en cuenta el contenido de humedad en los tomates, el TBM1 obtuvo un contenido ligeramente mayor de cenizas con base al peso húmedo (0.46 %), seguido por el TBM2 y TBSN (ambos con 0.43 %), valores menores al 0.61, 0.63 y 0.60 % encontrado por Hernández Suárez *et al.* (2007) para tomates bajo cultivo intensivo, orgánico e hidropónico, respectivamente. Con respecto al valor nutricional de fósforo aportado por los tomates, el mayor fue el 13.99 mg encontrado en el TBM1, seguido del 12.56 mg del TBM2, y por último el TBSN con 8.97 mg de fósforo por cada 100 g de tomate, todos éstos por debajo de los 19 mg de fósforo propuestos por la FAO y los 23.7, 24.7 y 29.9 mg registrados por Hernández Suárez *et al.* (2007), pero mayores a los 7.8, 9.9 y 12.4 mg encontrados por Guil-Guerrero y Reboloso-Fuentes (2009) para tomate Rambo, Daniela y Pera, respectivamente, y a los 10, 11 y 12 mg de P encontrados por Mendoza-Herrera (2005) en tomates de cultivo convencional, orgánico e hidropónico, respectivamente.

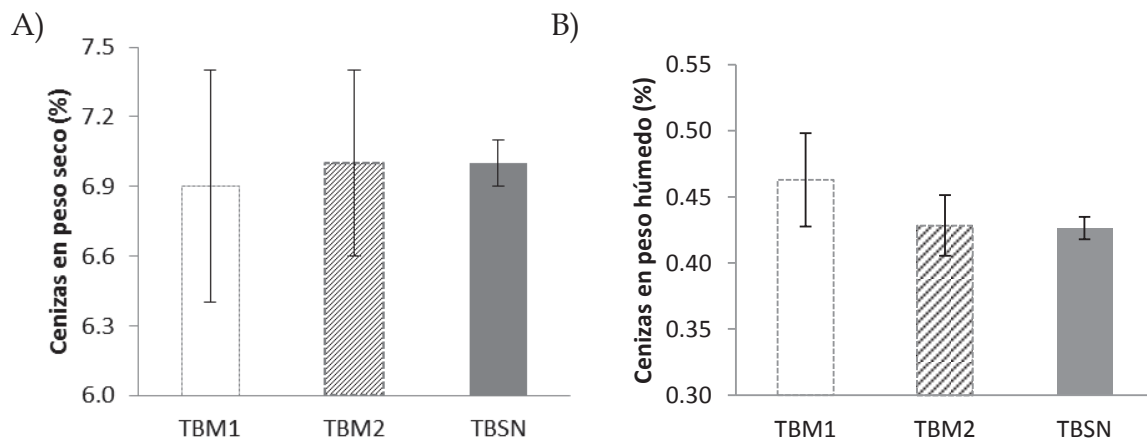


Figura 12. Porcentaje de cenizas en el fruto de tomate bola: A) con base a peso seco B) con base a peso húmedo.

Comparando con el estudio realizado por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) encontramos que también el peso del fruto de los tomates de solución nutritiva fue menor que el peso de los tomates acuapónicos, y observamos que el tamaño del

fruto de los tomates irrigados con solución nutritiva en este trabajo es 52.7 % menor, al igual que el peso de los tomates irrigados con efluentes de camarón que fueron 47% menores, esto quizá fue consecuencia de la mayor salinidad del agua de riego, la plaga que afectó a nuestros cultivos (mosca blanca) y a que las horas luz no fueron las adecuadas, debido a la presencia de un edificio y bardas altas.

La acumulación de materia seca en los órganos de las plantas presentó el mismo comportamiento en todos los tratamientos siendo: fruto>tallo>hoja>raíz (Tabla 12). El índice de cosecha (IC) fluctuó entre 0.38 y 0.51, siendo el más bajo el TBSN, estos resultados son comparables con los de Sánchez (1999) de 0.38 a 0.52.

Tabla 12. Acumulación de materia seca en los órganos de la planta de tomate bola.

Tratamiento	Materia seca (g)					IC
	Raíz	Tallo	Hoja	Fruto	Materia seca total	
TBM1	71.0	406.6	269.9	764.0	1511.5	0.51
TBM2	110.9	555.5	252.4	615.4	1534.5	0.40
TBSN	235.1	1018.0	516.9	1087.8	2857.8	0.38

8.3. Cultivo de lechuga

El 14 de diciembre inició el cultivo de lechuga, utilizando por cada tanque 9 lechugas de dos variedades diferentes, 3 de lechuga orejona (LO) y 6 de romana (LR). La cosecha se realizó el 2 de febrero, 50 días después de su trasplante.

Cuando se realizó la cosecha todas las lechugas se lavaron, se separaron en raíz y hoja, se midió la altura de la planta y después se pesó cada fracción. En la figura 13 se muestra la altura promedio final de las lechugas y podemos observar que en la variedad romana las procedentes de la solución nutritiva (SN) fueron las de mayor tamaño, mientras que en la variedad orejona las de mayor tamaño se obtuvieron en el módulo M1. El módulo M2 presentó las lechugas de menor tamaño y uniformidad en ambas variedades, mientras que las procedentes de la SN fueron las de mayor uniformidad. Estadísticamente sólo hubo diferencias significativas ($p < 0.05$) entre la LRSN y LRM2 (Tabla 13).

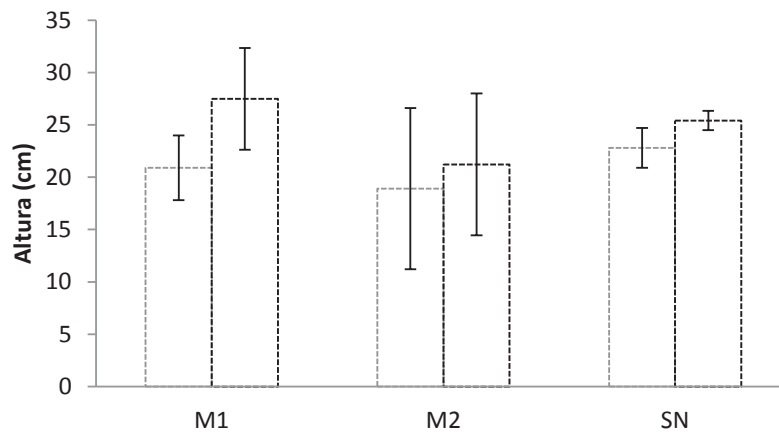


Figura 13. Altura promedio de las lechugas para las dos variedades en los tres módulos. Lechuga romana (barra vacía) y orejona (barra rellena).

Respecto al rendimiento, el módulo M2 fue el que obtuvo los menores resultados para las dos variedades, mientras que el módulo M1 obtuvo el mayor rendimiento para la variedad orejona y el módulo SN para la variedad romana (Figura 14). La lechuga romana del módulo M2 presentó diferencias significativas ($p < 0.05$) con respecto a la lechuga romana del módulo SN en todas las variables de rendimiento, a excepción del peso de las raíces. La lechuga orejona no presentó diferencias significativas ($p > 0.05$) en ninguna de las variables de producción analizadas entre los distintos módulos y las variedades. De manera general, las lechugas cultivadas en SN presentan la menor variabilidad, lo que implica lechugas más homogéneas en cuanto a peso y talla.

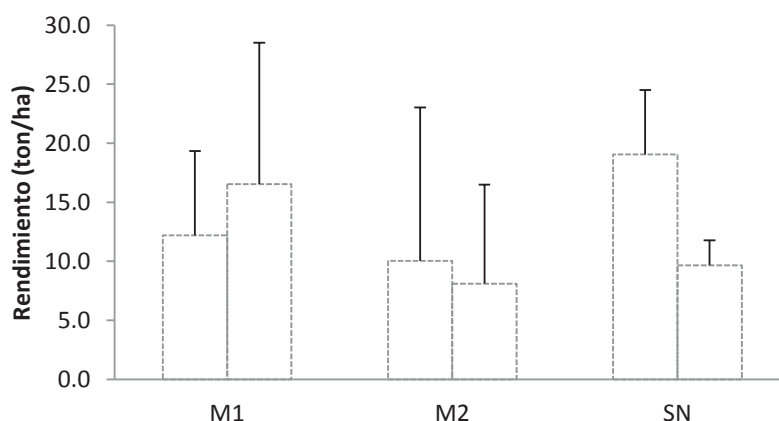


Figura 14. Rendimiento promedio de las dos variedades de lechuga para los tres módulos. Lechuga romana (barra vacía) y orejona (barra rellena).

Tabla 13. Variables de rendimiento de la lechuga en el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga. LR= lechuga romana; LO= lechuga orejona.

Variedad	Módulo	Altura (cm)	Rendimiento (ton/ha)	Follaje (g)	Raíces (g)
LR	M1	20.9±3.7 ^a	12.2±7.1 ^a	169.6 ± 99.1 ^a	34.8±17.3 ^a
	M2	18.9±7.7 ^{ab}	10.1±13.0 ^{ab}	139.5 ± 180.6 ^{ab}	32.3±15.9 ^a
	SN	22.8±1.9 ^a	19.1±5.4 ^a	264.8 ± 75.6 ^a	29.3±12.1 ^a
LO	M1	27.4±4.9 ^a	16.6±12.0 ^a	229.9 ± 166.1 ^a	50.4±23.4 ^a
	M2	21.2±6.8 ^a	8.1±8.4 ^a	112.7 ± 116.6 ^a	53.2±29.6 ^a
	SN	25.4±0.9 ^a	9.7±2.1 ^a	134.3 ± 29.4 ^a	56.4±9.7 ^a

Letras diferentes entre las filas indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

Seo *et al.* (2009) evaluaron el efecto de la CE (2000 y 3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$) en el crecimiento de las lechugas, concluyendo que el aumento de la CE disminuye la altura de la planta e incrementa el porcentaje de materia seca, resultado contrario a lo obtenido en este estudio. El porcentaje de peso seco encontrado para las dos variedades de lechuga fue de 6.2 % y 9.8 % para el M1 y M2, mientras que en el tratamiento de solución nutritiva fue de 7.1 y 9.9 % para la LR y LO, respectivamente. En general, los porcentajes de peso seco encontrados en este experimento son mayores a lo obtenido por Defilipis *et al.* (2006), Seo *et al.* (2009) y

Sánchez, (2010) cuyos valores oscilaron entre 4.48 y 4.78 %, 4.82 y 5.91 % y de 5.33 a 6.49 % de materia seca, respectivamente.

El contenido de ceniza con base al peso seco fue mayor en el M1 para ambas variedades de lechuga, siendo 23.3 y 23.6 % para la lechuga romana y lechuga orejona, respectivamente, en el M2 fue de 15.5 y 16.1 % para LR y LO, respectivamente, y en la SN el porcentaje fue de 16.9 para LR y 12.2 % para LO. Al calcular el porcentaje de cenizas en peso húmedo encontramos que la LRM1 y LRM2 tuvieron 1.4 %, mientras que la LRSN 1.2 % (Figura 15); con respecto a la lechuga orejona en el M1 fue de 1.4, en el M2 1.5 y en la SN 1.2 %, todos por encima del 0.9 % que propone la FAO (2006).

El comportamiento del contenido nutricional de fósforo fue como sigue: M2>M1>SN para la lechuga romana y M1>SN>M2 para la lechuga orejona, aunque los valores encontrados están por debajo de lo propuesto por la FAO de 25 mg de fósforo por 100 g de lechuga. El contenido de fósforo en la LR fue de 15.0, 17.1 y 12.8 mg para el M1, M2 y SN respectivamente y de 13.6, 10.8 y 12.8 mg para la LO del M1, M2 y SN, respectivamente.

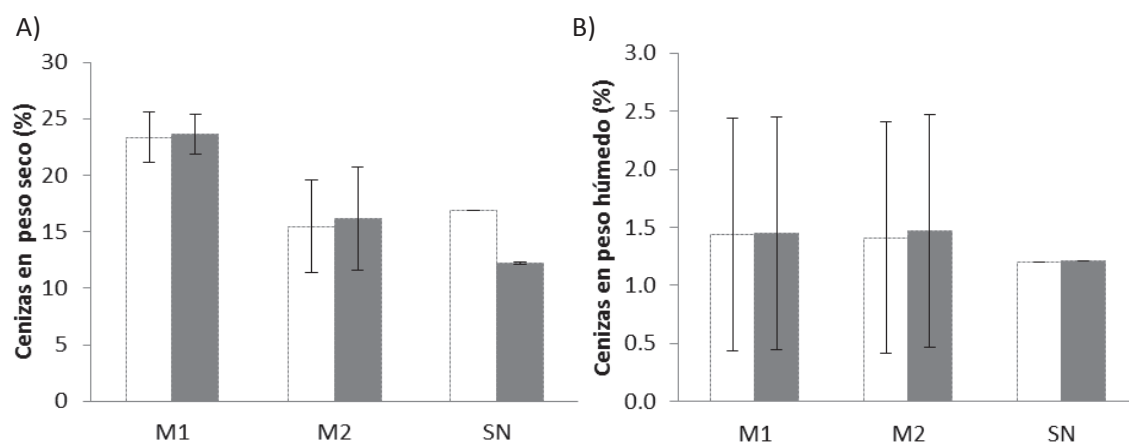


Figura 15. Porcentaje de cenizas con base a peso seco y húmedo en las dos variedades de lechuga y los tres tratamientos. Lechuga romana (barra vacía) y orejona (barra rellena).

8.4. Monitoreo de la calidad del agua

La calidad del agua es dinámica y cambia con el tiempo como resultado de factores ambientales como la temperatura y el viento, y procesos biológicos, tales como la fotosíntesis, la respiración y la excreción de desechos metabólicos, así como por las estrategias de manejo del cultivo, es decir, las tasas de fertilización, de alimentación, y de recambio de agua. El propósito de su monitoreo radica en controlar las variables de calidad del agua que son críticas para la salud de los organismos cultivados y mantenerla dentro de los valores óptimos para el buen desarrollo de los camarones y así lograr una mejor cosecha.

8.4.1. Temperatura

La temperatura es la variable de mayor influencia sobre la tasa metabólica de los organismos al determinar la velocidad con la que se realizan las reacciones metabólicas. A medida que aumenta la temperatura, también aumenta la tasa metabólica y con ello el consumo de alimento, de oxígeno, excreción de amonio y crecimiento, procesos que están directamente relacionados con la tasa metabólica (Kinne, 1970; Aragón, 1999; Van Wyk y Scarpa, 1999; Clarck y Seymour, 2006).

De manera general podemos observar en la figura 16 que ambos módulos presentaron el mismo comportamiento: las temperaturas más frías se registran en las mañanas y hacia el final del cultivo (semana 17), mientras que las temperaturas más cálidas se tienen en la tarde y en las primeras semanas de cultivo (semana 6). Este comportamiento se debe a las condiciones climatológicas del área de estudio. No se encontraron diferencias significativas entre los tanques de cada módulo, ni entre los módulos ($p > 0.05$).

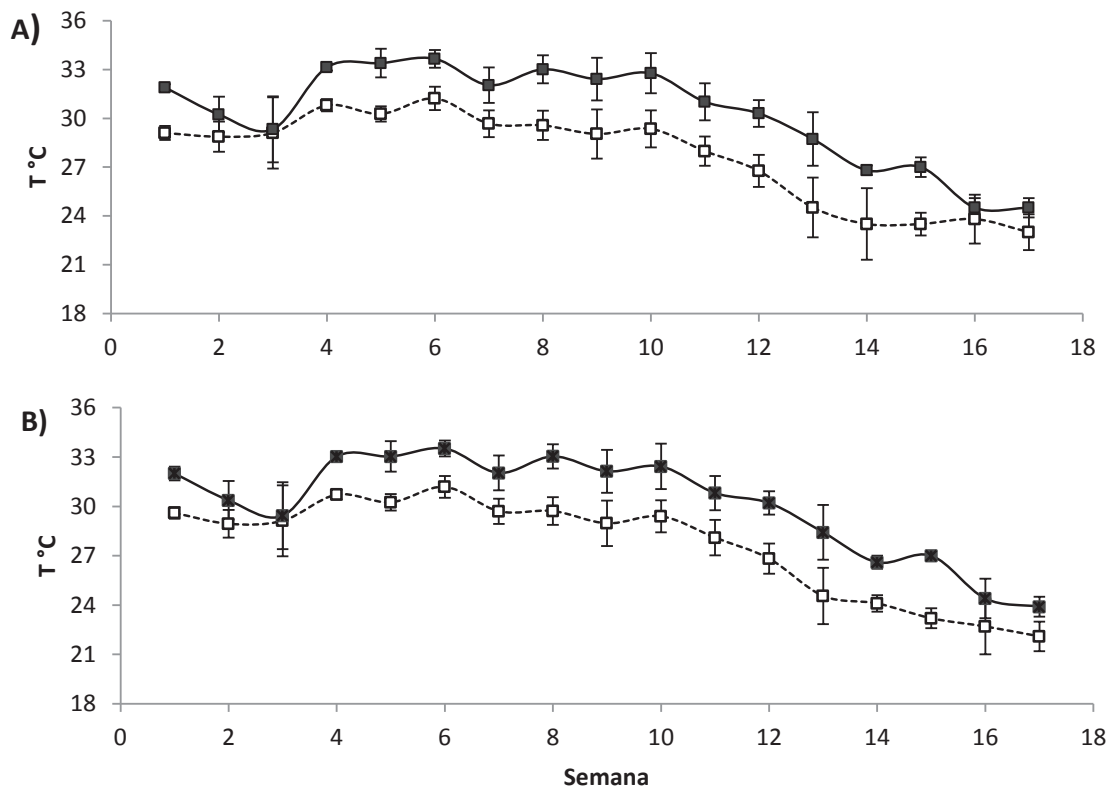


Figura 16. Temperatura (T °C) promedio a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (\square 6:00 y \blacksquare 18:00 horas).

Los promedios semanales en el M1 a las 06:00 horas oscilaron entre 23 y 31.2 °C, con una media de 27.7 °C; mientras que a las 18:00 horas variaron entre 24.5 y 33.7 °C, con una media de 30.3 °C. En el M2 la variación semanal de temperatura fue de 22.1 a 31.3 °C a las 06:00 horas, con una media de 27.6 °C; y de 23.9 a 33.5 °C para las 18:00 horas con una media de 30.2 °C (Figura 16). Con respecto a las temperaturas absolutas que se registraron, la mínima fue de 21.1 °C para ambos módulos y la máxima de 35.1 y 35.0 °C, respectivamente (Tabla 14).

Según Van Wyk y Scarpa (1999) *L. vannamei* es capaz de tolerar amplios rangos de temperatura. El límite letal inferior es de aproximadamente 15°C, sin embargo, puede sobrevivir a temperaturas más frías por cortos periodos de tiempo. El límite máximo es de 35°C para periodos prolongados, o hasta 40°C por

periodos breves, y proponen un intervalo de temperatura óptimo de 28 a 32 °C para un crecimiento máximo de *L. vannamei*, y de 24 a 32°C para un crecimiento adecuado; fuera de estos límites o variaciones diurnas mayores a 4 °C provocan estrés en el camarón mermando su crecimiento.

Con referencia a los límites establecidos por Van Wyk y Scarpa (1999) este estudio presentó la mayor parte del ciclo del cultivo temperaturas dentro de los límites adecuados, a excepción del periodo comprendido entre la semana 4 y 10, donde las temperaturas vespertinas rebasaron dicho límite, a su vez de la semana 15 a 17 las temperaturas matutinas estuvieron por debajo del límite adecuado, pero por encima de los límites letales.

8.4.2. Oxígeno disuelto

El oxígeno disuelto (OD) es la variable más crítica para la calidad del agua, ya que el camarón lo requiere para la respiración, proceso fisiológico donde las células oxidan los carbohidratos y liberan la energía necesaria para metabolizar los nutrientes del alimento. Si el oxígeno se encuentra en bajas concentraciones se limitará la habilidad del camarón para metabolizar el alimento provocando un crecimiento lento. Esta variable se ve afectada por la salinidad, la altitud, la temperatura, la respiración, la fotosíntesis, la densidad de cultivo, la alimentación, el tamaño de los organismos y la materia orgánica (Tucker y Boyd, 1985; Van Wyk y Scarpa, 1999; Páez-Osuna y Ruíz-Fernández, 2001).

Ambos módulos presentaron el mismo comportamiento a lo largo del experimento, mostrando los valores mínimos en las primeras semanas que fueron las más cálidas y aumentando hacia el final del cultivo conforme la temperatura descendía (Figura 17). Durante el experimento se contó con aireación constante, por lo que la variación diurna no fue estadísticamente significativa ($p > 0.05$).

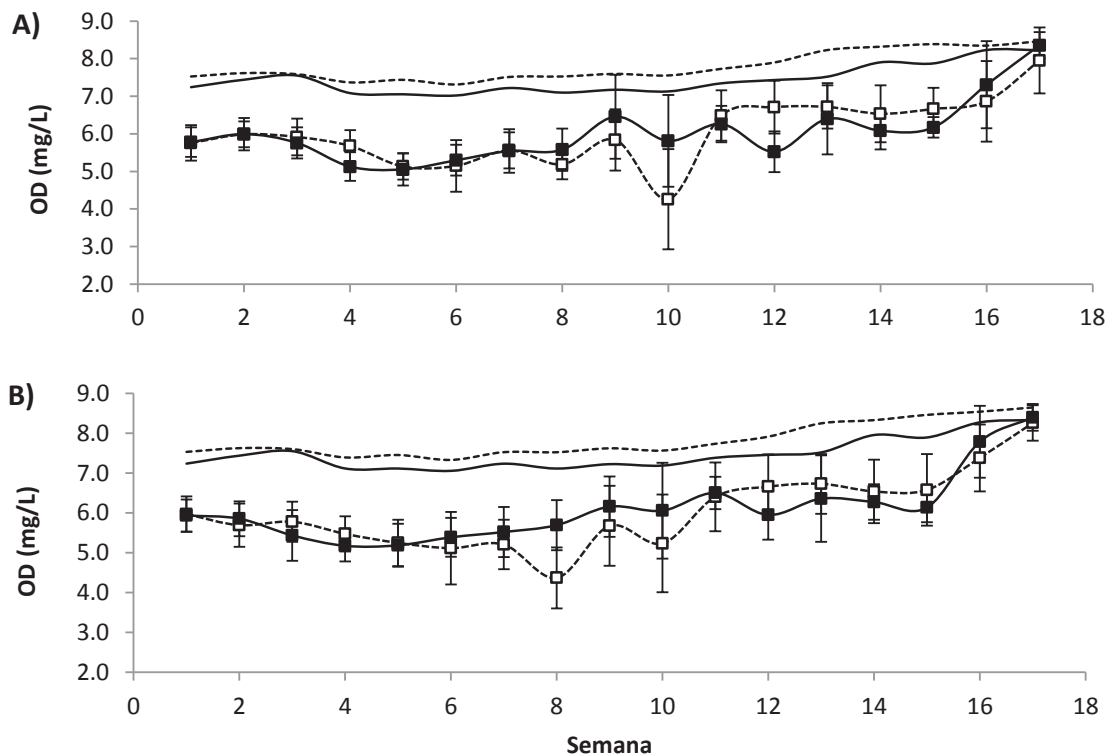


Figura 17. Oxígeno disuelto (OD) promedio a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (□ 6:00 y ■ 18:00 horas). Las líneas continua (18:00) y discontinua (6:00) sin punto se refieren a las concentraciones de saturación.

Para este estudio, el M1 mantuvo promedios semanales de oxígeno entre 4.3 y 8.4 mg/L, mientras que el M2 osciló entre 4.4 y 8.4 mg/L (Figura 17). Con respecto a las concentraciones absolutas registradas durante el experimento, estas fueron de 2.4 a 9.5 mg/L en el M1 y de 3.0 a 8.9 mg/L en el M2 (Tabla 14). No existen diferencias significativas entre M1 y M2 ($p > 0.05$) ni a las 6:00, ni a las 18:00 horas.

Exposiciones cortas a 1 mg/L o por periodos prolongados a 1.5 mg/L son letales para el camarón, cuando las concentraciones fluctúan entre los 2 y 5 mg/L por periodos prolongados el camarón gasta energía en pasar más agua por las branquias, lo cual se refleja en un menor crecimiento, deficiencia en la conversión

alimenticia, reducción en la frecuencia de muda, y por consiguiente mayor susceptibilidad a enfermedades, por lo tanto, para no causar estrés a los camarones, y obtener el mejor crecimiento y supervivencia se recomienda mantener una concentración de OD entre 5 mg/L y el nivel de saturación (Van Wyk y Scarpa, 1999; Boyd, 2001; Wu, 2002).

Aunque las concentraciones mínimas de OD en este experimento estuvieron por debajo de los límites propuestos como óptimos no representaban peligro, ya que fueron exposiciones por encima de los límites letales.

8.4.3. pH

En los estanques el pH presenta una variación diurna provocada por el equilibrio entre la tasa de respiración y la de fotosíntesis. Cuando la tasa de respiración excede la tasa de fotosíntesis, el pH disminuye ya que el CO₂ en el agua da como resultado liberación de iones H⁺ que son los que acidifican el agua, por el contrario, cuando la fotosíntesis es mayor, el CO₂ se remueve del agua y los H⁺ libres reaccionan con los iones carbonato y bicarbonato, reduciendo su concentración e incrementando el pH. La importancia del pH en los estanques es su efecto sobre la ionización del amonio, conforme aumenta el pH la ionización disminuye y aumenta la proporción de NH₃, especie tóxica para los camarones (Tucker y Boyd, 1985; Van Wyk y Scarpa, 1999).

Ambos módulos tuvieron el comportamiento esperado, con los menores valores en la mañana y los mayores en la tarde, incrementándose conforme avanzaba el cultivo (Figura 18).

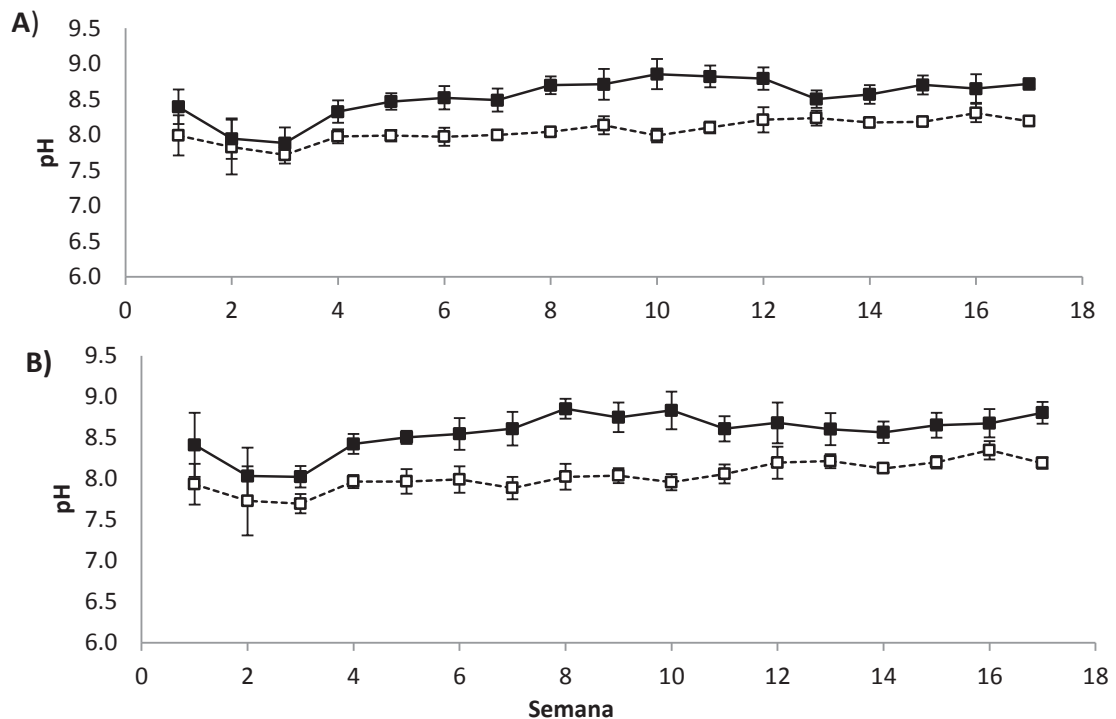


Figura 18. Variación semanal promedio de pH a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (□ 6:00 y ■ 18:00 horas).

Los promedios semanales de pH para ambos módulos a las 06:00 horas variaron entre 7.7 y 8.9, mientras que a las 18:00 horas fue de 7.9 a 8.9 en el M1 y de 8.0 a 8.9 en el M2; presentando un promedio general de 8.3 para ambos módulos (Figura 18). Los valores absolutos oscilaron entre 7.1 y 9.1 para el M1 y de 7.0 a 9.2 en el M2 (Tabla 14). No existen diferencias significativas entre los valores promedio de pH entre el M1 y M2 ($p > 0.05$) ni a las 6:00, ni a las 18:00 horas.

Boyd (2001) considera que niveles de pH menores de 4 y mayores de 11 son letales para el camarón ya que provocan la muerte ácida y alcalina, respectivamente, considerando que el rango óptimo para obtener el mejor crecimiento y FCA es de 6 a 9, y que fuera de este rango se afecta el crecimiento. Por su parte Van Wyk y Scarpa (1999) consideran que el rango adecuado es de 7 a

9, ya que a pH más ácidos o alcalinos se dañan las branquias del camarón y se afecta el crecimiento.

Comparando los resultados de este experimento con los límites antes propuestos podemos concluir que aunque los máximos registrados estuvieron por encima del óptimo, no representaron problema ya que fue algo puntual y por encima de los límites letales.

8.4.4. Conductividad eléctrica (CE)

La salinidad es importante porque interviene en el equilibrio osmótico que debe existir entre el organismo y el medio ambiente e influye en la obtención de reservas energéticas y en su distribución. Además, en conjunto con otras variables hidrológicas, influye en la calidad del agua, la flotación, el movimiento y la respiración de los organismos acuáticos (Bray *et al.*, 1994; Ponce Palafox *et al.*, 1997; Díaz *et al.*, 2001; Molina y Orellana, 2001).

L. vannamei es un osmorregulador fuerte, capaz de crecer en aguas de 0.5 a 60 g/L (Saoud *et al.*, 2003; Allen *et al.*, 2004). Exhibe un patrón de regulación hiperosmótico en bajas salinidades y un patrón hiposmótico en altas, con un punto isosmótico entre 25–26 g/L (Castille y Lawrence, 1981; Gong *et al.*, 2004). En condiciones isosmóticas obtiene el mayor consumo de energía a través del alimento, además, reduce la energía destinada a cubrir los procesos del metabolismo de rutina y la excreción de productos nitrogenados, ya que no requiere de procesos activos para mantener el equilibrio con su medio. Al no invertir tanta energía en la osmoregulación se incrementa la energía destinada al crecimiento. Por el contrario, en condiciones hipo o hiperosmóticas destina una mayor cantidad de energía para el metabolismo de rutina y aumenta la tasa de excreción de amonio, lo que afecta el crecimiento y supervivencia (Panikkar, 1968; Jiang *et al.*, 2000; Díaz *et al.*, 2001; Rosas *et al.*, 2002; Valdez *et al.*, 2008).

De manera general podemos decir que durante el cultivo los valores de CE más bajos se encontraron en la mañana y los más altos en la tarde (Figura 19), esto por el efecto de la temperatura, aunque estadísticamente las diferencias entre las lecturas de la mañana y de la tarde no son significativas ($p>0.05$).

La conductividad eléctrica en el M1 se mantuvo entre 2864 y 3174 $\mu\text{S}/\text{cm}$, presentándose el mínimo en la semana 4 a las 06:00 horas y el máximo en la semana 14 a las 18:00 (Figura 19 A). En el M2 estuvo entre 1929 y 2107 $\mu\text{S}/\text{cm}$, con el mínimo en la semana 3 a las 06:00 horas y el máximo en la semana 6 a las 18:00 horas (Figura 19 B). Por medio de la CE se calculó la salinidad, la cual estuvo entre 1.8 y 2.0 g/L para el M1 y de 1.2 a 1.3 g/L para el M2. Esta variabilidad está asociada a las tasas de evaporación y precipitación del lugar, además de la reposición de niveles aplicada a los tanques.

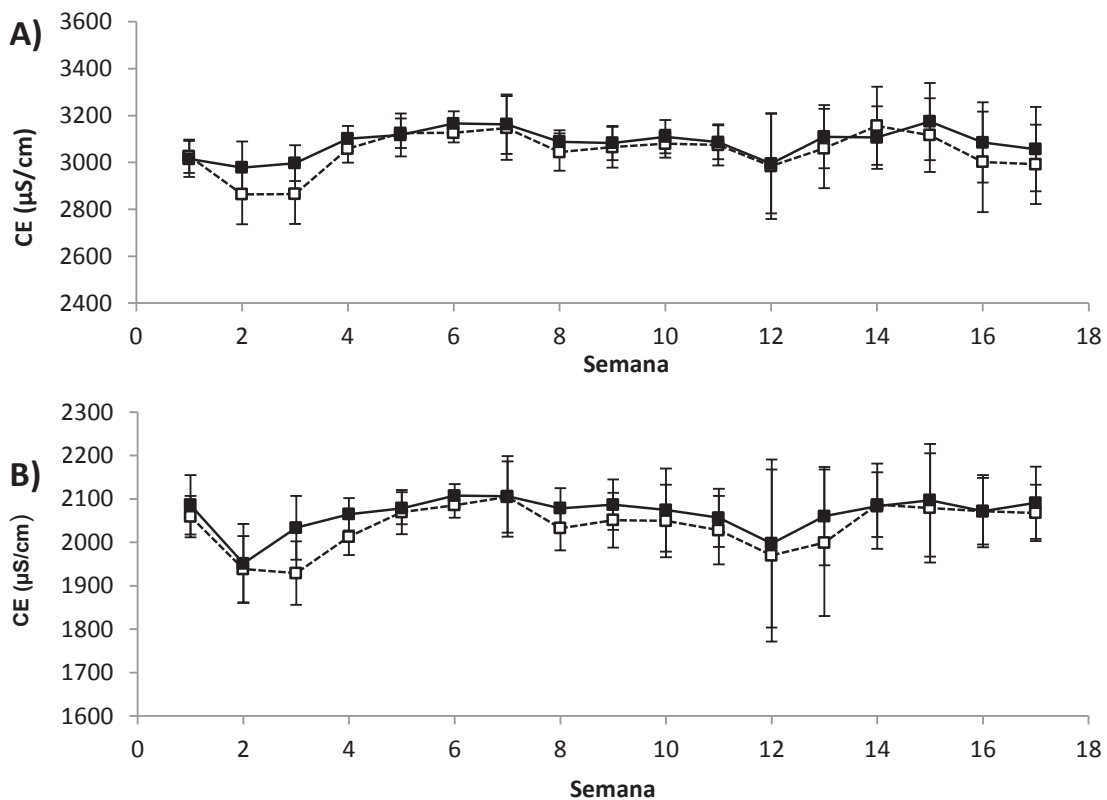


Figura 19. Conductividad eléctrica (CE) promedio a lo largo del cultivo A) M1, B) M2 (□ 6:00 y ■ 18:00 horas).

Al parecer, no existe un consenso de los resultados del efecto de la baja salinidad en el crecimiento y supervivencia del camarón blanco, por ejemplo, Bray *et al.* (1994) registraron mayores pesos en juveniles cultivados en salinidades de 5 y 15 g/L, que a 25, 35 y 49 g/L, mientras que Laramore *et al.* (2001) encontraron en su estudio un mejor crecimiento a 30 g/L que a 2 y 3 g/L, e incluso detectaron mortalidad del 100% por debajo de 2 g/L.

De acuerdo a Panikkar (1968), Bückle *et al.* (2006) y Valdez *et al.* (2008) el máximo crecimiento y supervivencia se obtiene en condiciones isosmóticas o cercanas a ellas. Boyd (1989) considera que las salinidades de 15 a 25 g/L pueden ser ideales para el cultivo de *L. vannamei*, mientras que Van Wyk y Scarpa (1999) proponen de 0.5 a 35 g/L como el rango recomendable para un crecimiento exitoso. Los resultados obtenidos en este proyecto para ambos módulos se encuentran dentro del intervalo propuesto por Van Wyk y Scarpa (1999).

Tabla 14. Mínimos, máximos y medias de las variables fisicoquímicas en los tanques de camarón a las 6:00 y 18:00 horas: (A) valores semanales promedio, (B) valores absolutos.

(A)

Variables	M1						M2					
	06:00			18:00			06:00			18:00		
	Min	Max	Media	Min	Max	Media	Min	Max	Media	Min	Max	Media
T (°C)	23.0	31.2	27.7±2.8	24.5	33.7	30.3±3.0	22.1	31.2	27.6±3.0	23.9	33.5	30.3±3.0
OD (mg/L)	4.3	8.0	6.0±0.8	5.1	8.4	6.0±0.8	4.4	8.3	6.0±1.0	5.2	8.4	6.1±0.9
pH	7.7	8.3	8.1±0.2	7.9	8.9	8.5±0.3	7.7	8.3	8.0±0.2	8.0	8.9	8.6±0.3
CE (µS/cm)	2864	3156	3046±86	2978	3174	3084±59	1929	2104	2038±52	1951	2107	2066±40

(B)

Variables	M1						M2					
	06:00			18:00			06:00			18:00		
	Min	Max	Media	Min	Max	Media	Min	Max	Media	Min	Max	Media
T (°C)	21.1	33.3	27.7±3.0	23.6	35.1	30.3±3.1	21.1	33.3	27.6±3.2	23.0	35.0	30.3±3.2
OD (mg/L)	2.4	8.9	6.0±1.1	4.1	9.5	6.0±1.1	3.0	8.9	6.0±1.2	4.2	8.9	6.1±1.1
pH	7.1	8.6	8.1±0.2	7.4	9.1	8.5±0.3	7.0	8.6	8.0±0.2	7.2	9.2	8.6±0.3
CE (µS/cm)	2527	3444	3046±154	2636	3463	3084±131	1664	2277	2038±103	1681	2301	2066±97

8.4.5. Clorofila *a* (Clor *a*)

A través de la concentración de clorofila *a* podemos estimar en forma indirecta la biomasa fitoplanctónica, debido a que es el principal pigmento fotosintético presente en las algas. Esta variable es de suma importancia en los tanques de cultivo, ya que se relaciona con la calidad del agua y la producción. Constituye una fuente de alimentación natural que puede representar hasta el 50% de la dieta del camarón, lo que ayuda a disminuir el consumo de alimento balanceado y por lo tanto los costos de producción. Aunado a este beneficio el fitoplancton reduce las concentraciones de CO₂ y de NH₄⁺, ya que durante el día los consume, y a su vez aporta oxígeno al cultivo, lo que mejora la calidad del agua (Chien, 1992; Páez-Osuna y Ruíz-Fernández, 2001; Gregor y Marsálek, 2004; Martínez-Córdova *et al.*, 2010).

El comportamiento de la clorofila *a* en este experimento fue en aumento conforme transcurría el cultivo, aunque la tendencia no fue clara, ya que se presentaron mínimos y máximos de manera no ordenada. Esto pudo ser provocado por florecimientos algales, pastoreo de los organismos del estanque, clima, etc. (Tucker y Boyd, 1985; Páez-Osuna, 2001).

Las concentraciones de clorofila *a* en el M1 oscilaron entre 0.9 y 277.7 mg/m³, mientras que en el M2 fue de 1.3 a 345.2 mg/m³. El promedio total del ciclo fue de 113.3 y 149.6 mg/m³ para el M1 y M2, respectivamente. La concentración más baja se presentó en la semana 2 para ambos módulos, y la mayor en la semana 11 para el M1 y 17 para el M2 (Figura 20). No se detectaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los módulos (Tabla 15).

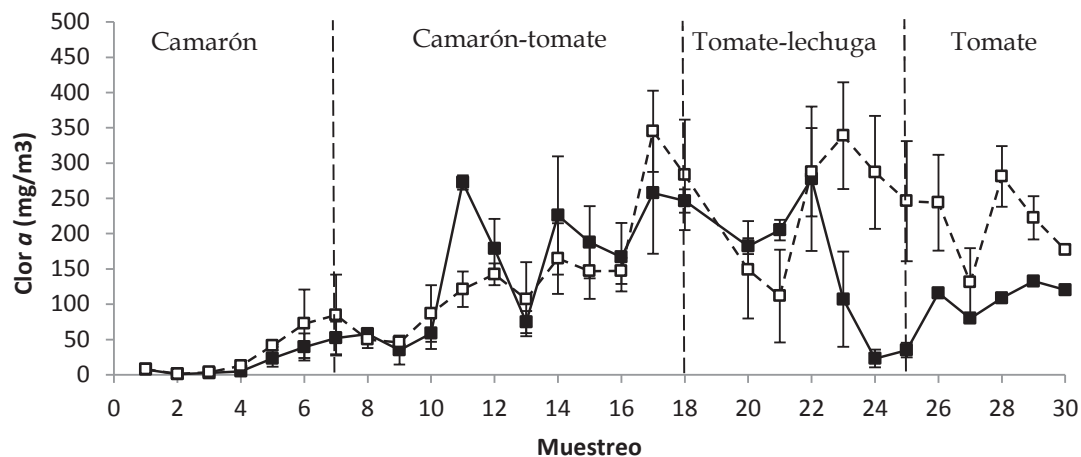


Figura 20. Variación semanal promedio de la concentración de clorofila *a* durante el cultivo integrado camarón-tomate (■ M1 y □ M2).

8.4.6. Sólidos suspendidos totales (SST)

La concentración de SST en estanques está influenciada por la intensificación del cultivo, la cantidad de alimento suministrado, la tasa de recambio y las partículas fitoplanctónicas (Boyd, 1989; Hopkins *et al.*, 1995).

Las entradas de ambos módulos presentaron el mismo comportamiento ascendente hasta el muestreo 18 (a excepción del 10), debido al incremento de la biomasa, para después tener un decremento en la concentración de SST, esto porque se cosechó el camarón (muestreo 18) y por lo tanto dejó de suministrarse alimento. Con respecto a las salidas, podemos observar cómo estas disminuyen considerablemente la concentración de SST, tienen un comportamiento casi constante hasta el muestreo 26 y después hubo un ligero aumento, quizá provocado por la saturación de las camas de zeolita (Figura 21). El porcentaje de remoción de SST por las camas de tomate fue de 62.6 para el M1 y de 61.7% para el M2, lo que resulta conveniente para la calidad del agua en los tanques, ya que al reducir los SST se disminuye la turbidez y sus posibles consecuencias (muerte de algas, aumento de materia orgánica, disminución del oxígeno, muerte de organismos, etc.).

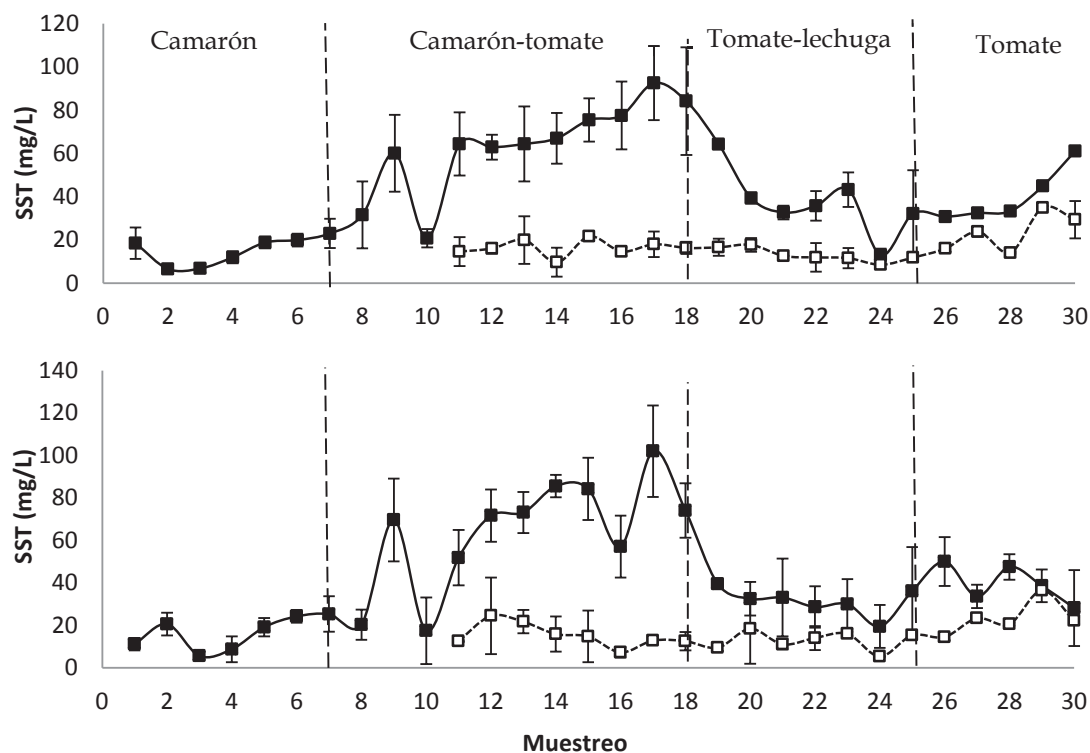


Figura 21. Variación semanal promedio de los SST durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.

El contenido de SST en la entrada M1 presentó una variación entre 6.7 y 92.4 mg/L, con un promedio general de 42.4 mg/L, mientras que la salida varió entre 8.6 y 35.0 mg/L con un promedio de 17.1 mg/L. En el M2, la entrada se mantuvo entre 5.6 y 102.0 mg/L, con una media de 41.3 mg/L, y la salida entre 5.3 y 36.4 mg/L, con un promedio de 16.4 mg/L. Se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) al comparar las entradas contra las salidas en cada módulo, sin embargo, al comparar entradas y salidas entre módulos no existieron diferencias significativas ($p < 0.05$) (Tabla 15).

8.4.7. Materia orgánica (MO)

Esta variable tiene múltiples consecuencias para el deterioro de la calidad del agua, pues tiene un impacto potencialmente negativo sobre el equilibrio fotosíntesis-respiración. Al aumentar la concentración de materia orgánica, el crecimiento bacteriano se favorece enormemente y, como consecuencia los niveles de OD se pueden reducir rápidamente a cero. En el cultivo hidropónico la MO tiene un papel importante, ya que mejora la biodisponibilidad de algunos elementos e inhibe la toxicidad de otros mediante la formación de quelatos, además, es equivalente a una cierta cantidad de nutrientes. La MO contiene un número elevado de grupos funcionales, los cuales favorecen la absorción y adsorción de moléculas de agua y proporcionan capacidad de intercambio catiónico. Da lugar a la formación de agregados, beneficiando la aireación y retención del agua, además, suele acidificar el medio favoreciendo indirectamente la absorción de nutrientes por las plantas, reduce la salinidad al secuestrar al catión Na, produce CO₂ por oxidación favoreciendo la fotosíntesis (Robert, 1996; Lal *et al.*, 1998; FAO, 2002; Casillas-Hernández *et al.*, 2007; González-Flores *et al.*, 2011).

Esta variable presentó el mismo comportamiento que los SST, las entradas fueron mayores que las salidas y aumentaron hasta el muestreo 18 para después empezar a descender y tener nuevamente un incremento al final del cultivo. Las salidas variaron muy poco durante el cultivo, solo en las últimas semanas presentaron un incremento (Figura 22). El porcentaje de remoción de las camas de tomate fue de 70.1 para el M1 y 70.5% para el M2, lo cual es favorable para el cultivo, porque se aumenta la cantidad de MO en las camas de tomate, donde representa más beneficios.

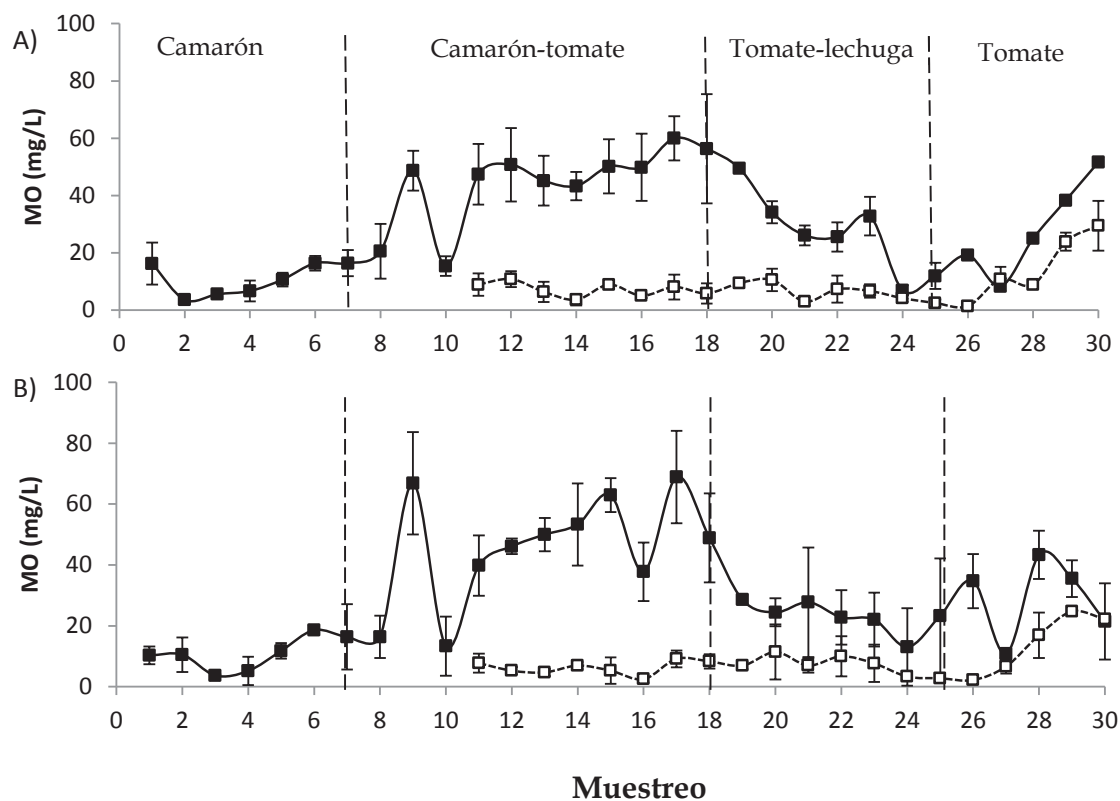


Figura 22. Variación semanal promedio de la concentración de materia orgánica (MO) durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.

El contenido de materia orgánica en la entrada del M1 varió de 3.6 a 60.0 mg/L, con un promedio de 29.8 mg/L, mientras que la salida varió entre 1.4 y 29.4 mg/L con un promedio de 8.8 mg/L. Para el M2 la entrada se mantuvo entre 3.7 y 68.9 mg/L, con una media de 29.6 mg/L, para la salida la materia orgánica estuvo entre 2.2 y 24.7 mg/L con un promedio de 8.6 mg/L. Se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) al comparar la entrada contra la salida de cada módulo, más no al comparar entradas y salidas entre módulos (Tabla 15).

8.4.8. Amonio o nitrógeno amoniacal total (N-NAT)

En el agua, el amonio no ionizado o amoniaco (NH_3) existe en equilibrio con el ión amonio o amonio ionizado (NH_4^+), la suma de estas dos especies ($\text{NH}_3 + \text{NH}_4^+$) se denomina amonio o nitrógeno amoniacal total (NAT). La proporción de cada una depende principalmente del pH y la temperatura. A pH y temperaturas elevadas el equilibrio de disociación se desplaza hacia la forma de amoniaco, especie más tóxica para el camarón y cuya toxicidad está en función del pH, temperatura, alcalinidad, salinidad, concentración del amonio total, y edad del camarón. Por el contrario, a menor pH y temperatura la reacción se desplaza hacia la forma de ión amonio la cual es considerada no tóxica o menos tóxica (Chien, 1992; Hargreaves, 1998; Van Wyk *et al.*, 1999; Frías-Espericueta y Páez-Osuna, 2001; Páez-Osuna y Ruíz-Fernández, 2001).

El amonio es el principal producto de desecho del nitrógeno excretado por el camarón y es muy demandado por el fitoplancton (Hargreaves, 1998; Frías-Espericueta *et al.*, 2000; Lin y Chen, 2003). Los niveles de amonio en los estanques de cultivo están influenciados por el potencial óxido-reducción, debido a que este controla la especiación química del nitrógeno, por tal razón al disminuir el oxígeno se incrementa la concentración de amonio, además pueden variar con las tasas de recambio y generalmente se incrementan con el tiempo del cultivo (Stumm y Morgan, 1970; Páez-Osuna, 2001b).

Al exponer a *L. vannamei* a bajas salinidades se incrementa la excreción de amonio. Esto puede deberse al intercambio de NH_4^+ por Na^+ del medio, y/o por un incremento en el catabolismo de los aminoácidos involucrados en la regulación osmótica. Lo anterior sucede porque se necesita una absorción activa de sodio para compensar su pérdida en organismos que se encuentran en medios diluidos. El incremento en la excreción de amonio favorece la captación de sodio mediante el funcionamiento de la bomba de intercambio $\text{Na}^+/\text{NH}_4^+$, para mantener la concentración osmótica de la hemolinfa (Péqueux, 1995; Díaz *et al.*, 2001).

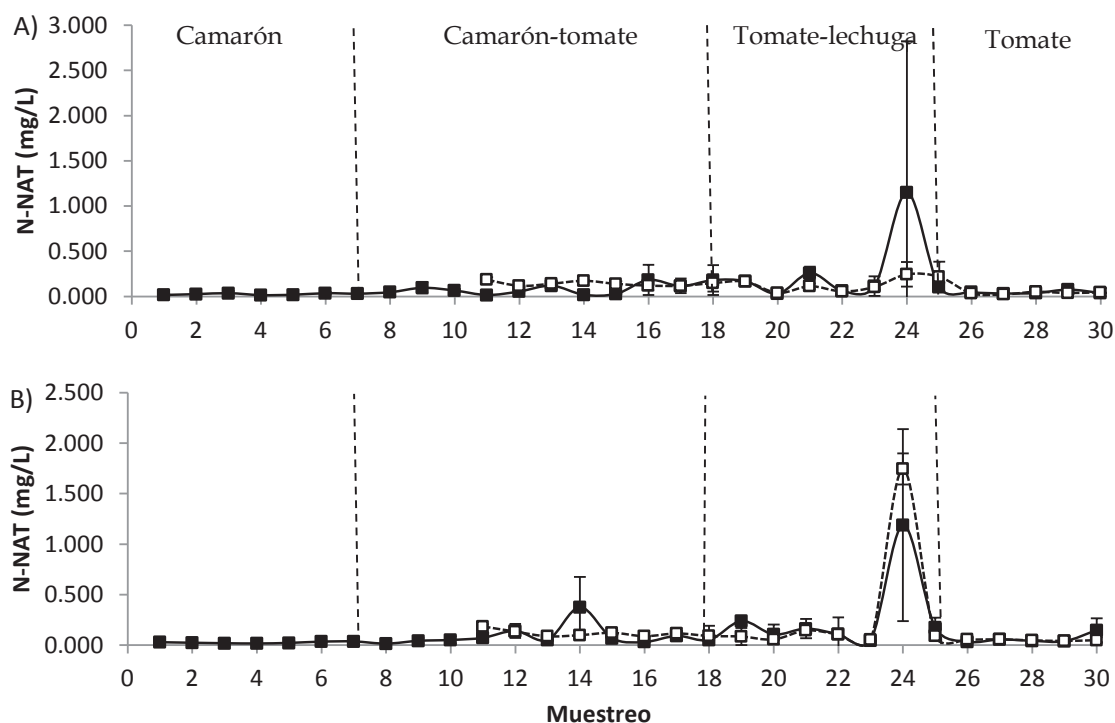


Figura 23. Variación semanal promedio de la concentración de N-NAT durante el cultivo integrado camarón-tomate (■ Entrada y □ Salida): A) M1 B) M2.

Como se observa en la figura 23 la concentración de N-NAT en la EM1 fluctuó entre 0.015 (muestreo 4) y 1.151 mg/L (muestreo 24) con una media de 0.142 mg/L mientras que en la SM1 osciló de 0.023 (muestreo 27) a 0.245 mg/L (muestreo 24) con una media de 0.114 mg/L. Con respecto al M2 las entradas variaron de 0.031 a 1.188 mg/L (muestreo 8 y 24, respectivamente) y las salidas de 0.041 a 1.745 mg/L (muestreo 29 y 24, respectivamente), con promedios de 0.161 y 0.173 mg/L para la entrada y salida respectivamente); mientras que Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) registraron concentraciones medias de 0.15 mg/L en los tanques de cultivo y 0.04 mg/L en la salida de las plantas. Al realizar el análisis estadístico no se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre la entrada y salida de cada módulo, ni en las entradas y salidas entre módulos (Tabla 15).

Van Wyk *et al.* (1999) proponen una concentración óptima de amonio no ionizado ≤ 0.03 mg/L y una concentración adecuada ≤ 0.1 mg/L, ya que concentraciones mayores pueden provocar efectos crónicos o letales en el camarón, mientras que Boyd (1990) menciona que se pueden mantener concentraciones de hasta 0.15 mg/L de amonio y Frías-Espericueta *et al.* (1999) proponen un rango de 1.2 a 6.5 mg/L para evitar efectos tóxicos en postlarvas y juveniles. Las concentraciones encontradas en el M1 están dentro de lo propuesto por Van Wyk (1999) y Boyd (1990) (≤ 0.1 y 0.15 mg/L, respectivamente) a excepción del muestreo 21 y 24; mientras que en el M2 los muestreos 14, 19 y 24 quedan fuera de este intervalo, aunque todos por debajo del límite seguro propuesto por Frías-Espericueta *et al.* (1999).

8.4.9. Nitritos

Los nitritos son el producto intermedio de la nitrificación o de la desnitrificación, y se consideran tóxicos para el camarón. Su toxicidad está influenciada por la edad del camarón y la salinidad del agua, siendo más tóxico a menor salinidad y pH. Éstos en el estanque tienden a incrementarse con el tiempo y puede deteriorar la calidad del agua, provocando que el camarón incremente su consumo de oxígeno y excreción de amonio, reduciendo su crecimiento (Chen y Chen, 1992; Van Wyk *et al.*, 1999; Lin y Chen, 2003; Sowers *et al.*, 2004).

El mecanismo de toxicidad de los nitritos en el camarón aún no se conoce bien, pero se cree que podría ser el mismo que en los peces. Los crustáceos contienen hemocianina en lugar de hemoglobina. En la hemocianina, cada sitio de unión con el O₂ contiene dos átomos de cobre (deoxihemocianina) la cual al unirse al O₂ cambia su estado de oxidación (oxihemocianina). El NO₂⁻ presente en el agua puede entrar y reaccionar con la hemocianina para formar metahemocianina, reduciendo así su afinidad por el O₂. Los nitritos reaccionan más rápido con la deoxihemocianina, provocando una reducción en la cantidad de oxihemocianina y un decremento en la habilidad de la hemocianina para transportar oxígeno. Los

cloruros tienen un efecto antagónico en la toxicidad de los NO_2^- en los crustáceos, ya que estos iones compiten por el mismo sitio de transporte a través de las branquias, reduciendo de esta manera la toxicidad (Colt y Armstrong, 1981; Tahon *et al.*, 1988; Chen y Cheng, 1995; Chen y Lee, 1997).

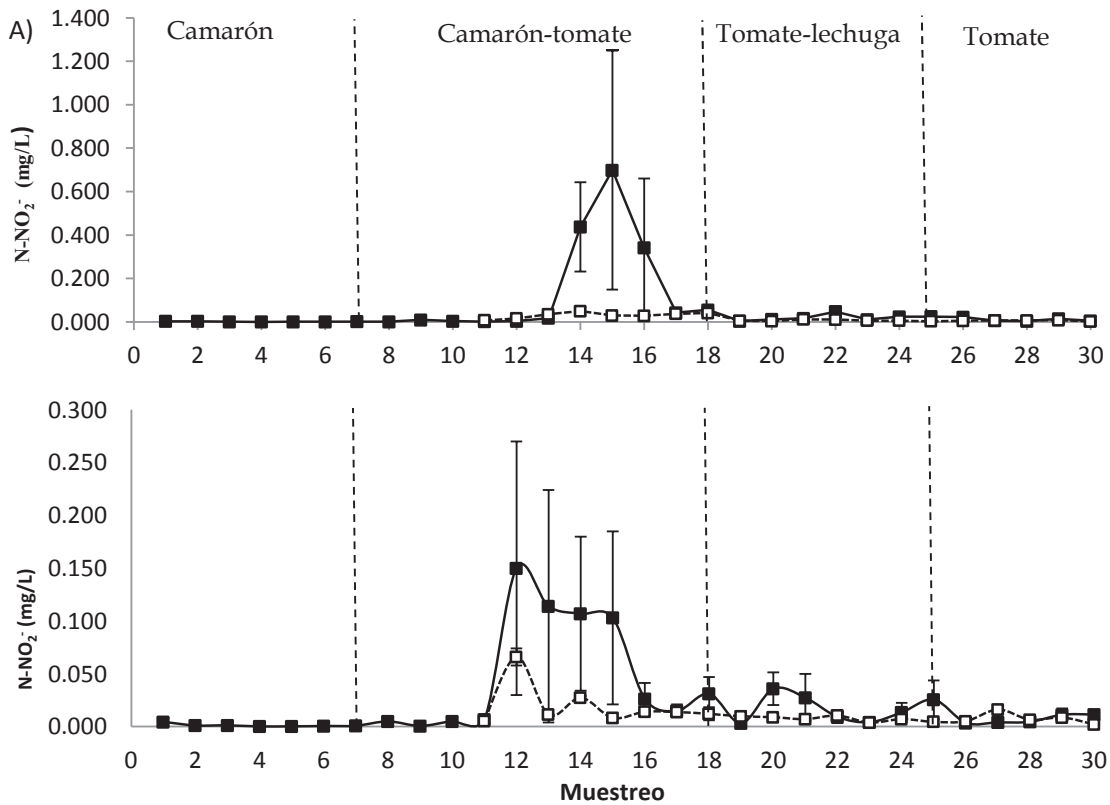


Figura 24. Variación semanal promedio de la concentración de N-NO_2^- durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1 B) M2.

La concentración de N-NO_2^- durante el experimento en la entrada del M1 presentó valores por debajo del límite de detección y hasta 0.699 mg/L con una concentración promedio de 0.060 mg/L. La salida varió entre 0.002 y 0.049 mg/L con un promedio de 0.016 mg/L. La entrada del M2 presentó concentraciones por debajo del límite de detección y hasta 0.072 mg/L con una media de 0.024 mg/L; con respecto a las salidas, estas se mantuvieron entre 0.002 y 0.066 mg/L con una media de 0.012 mg/L.

En ambos módulos las entradas presentaron las menores concentraciones en los primeros muestreos, mostrando un incremento en los muestreos 14,15 y 16 en el M1 y del 12 al 15 en el M2, esto quizá provocado porque en el muestreo 11 se sacó el biofiltro del tanque para darle mantenimiento (lavarlo), lo que pudo provocar un desbalance en las bacterias nitrificantes. Después de este periodo de desbalance las concentraciones permanecieron constantes hasta el final del cultivo con un promedio de 0.020 mg/L de nitritos para ambos módulos. Las salidas regularmente fueron menores que las entradas y con poca variación (Figura 24).

No hubo diferencias significativas al comparar la entrada con respecto a la salida de cada módulo, ni entre las entradas y salidas entre los módulos (Tabla 15). Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) registraron medias de 0.176 mg/L de nitritos en los tanques de camarón y 0.043 mg/L en las salidas de las plantas, valores mayores a los que se presentaron durante este experimento.

Van Wyk y Scarpa (1999) propone una concentración de nitritos <1 mg/L como segura, mientras que Gross *et al.* (2004) mencionan que la concentración segura para juveniles de *L. vannamei* en aguas de baja salinidad (2 g/L) es de 0.45 mg/L. Las concentraciones encontradas en la EM1 en el muestreo 14 y 15 sobrepasaron el valor propuesto por Gross *et al.*, (2004), más no el establecido por Van Wyk y Scarpa. (1999), mientras que en el M2 todos los valores estuvieron por debajo de los límites descritos.

8.4.10. Nitratos

Son el resultado de la segunda etapa de la nitrificación, donde los nitritos son oxidados a nitratos. Se consideran virtualmente no tóxicos, ya que el camarón puede sobrevivir a concentraciones altas de estos. Sin embargo, pueden ser un potencial problema cuando se acumulan y el tiempo de exposición es prolongado.

Cheng *et al.* (2002) expusieron a *P. monodon* a diferentes tiempos y concentraciones de nitratos, concluyendo que a excepción del músculo la concentración de nitratos en los tejidos se incrementa directamente con la

concentración de nitratos en el medio y el tiempo de exposición. Por su parte, Cheng y Chen (2002) expusieron a *P. monodon* a diferentes combinaciones de nitritos-nitratos, concluyendo que la excreción de nitrógeno se incrementa directamente con el nitrito y nitrato del ambiente. Además, una combinación alta de nitrito-nitrato causó aumento de nitrato y disminución de urea en la hemolinfa.

Kuhn *et al.* (2010) evaluaron el efecto de los nitratos en la supervivencia, crecimiento, biomasa, y longitud de las antenas de *L. vannamei* a una salinidad de 11 g/L, encontrando que hasta 220 mg N-NO₃⁻/L no se afecta ninguno de los aspectos evaluados, pero se presentan lesiones en el hepatopáncreas (células dilatadas y desprovistas de membranas epiteliales) y anomalías branquiales en algunos organismos, a 435 mg N-NO₃⁻/L hay efectos negativos en la biomasa y longitud de las antenas, y a 910 mg N-NO₃⁻/L todos los aspectos mencionados se afectan negativamente. Adicionalmente, evaluaron los efectos de los nitratos a diferentes salinidades, observando que estas variables se ven más afectadas conforme la salinidad disminuye. Concluyen que los nitratos deben mantenerse menor a 220 mgN-NO₃⁻/L para evitar los efectos adversos, independientemente de la salinidad a la que se cultive.

Las concentraciones de nitratos en las salidas generalmente son mayores que en las entradas (Figura 25), este comportamiento puede deberse a que en suelos porosos tiene lugar más rápidamente la nitrificación, además, al mineralizarse la MO trae una subsecuente formación de nitratos, mismos que no son fácilmente retenidos por los suelos y tiende a ser transportados por el frente acuoso. En ambos módulos las concentraciones de N-NO₃⁻ se mantienen casi constantes hasta el muestreo 11, para después aumentar y obtener un máximo en el muestreo 17 y a partir de ahí comenzar a bajar, esto puede deberse a que al sacar el camarón se deja de suministrar alimento y a su vez, las plantas siguen absorbiendo los nitratos para su desarrollo (Figura 25).

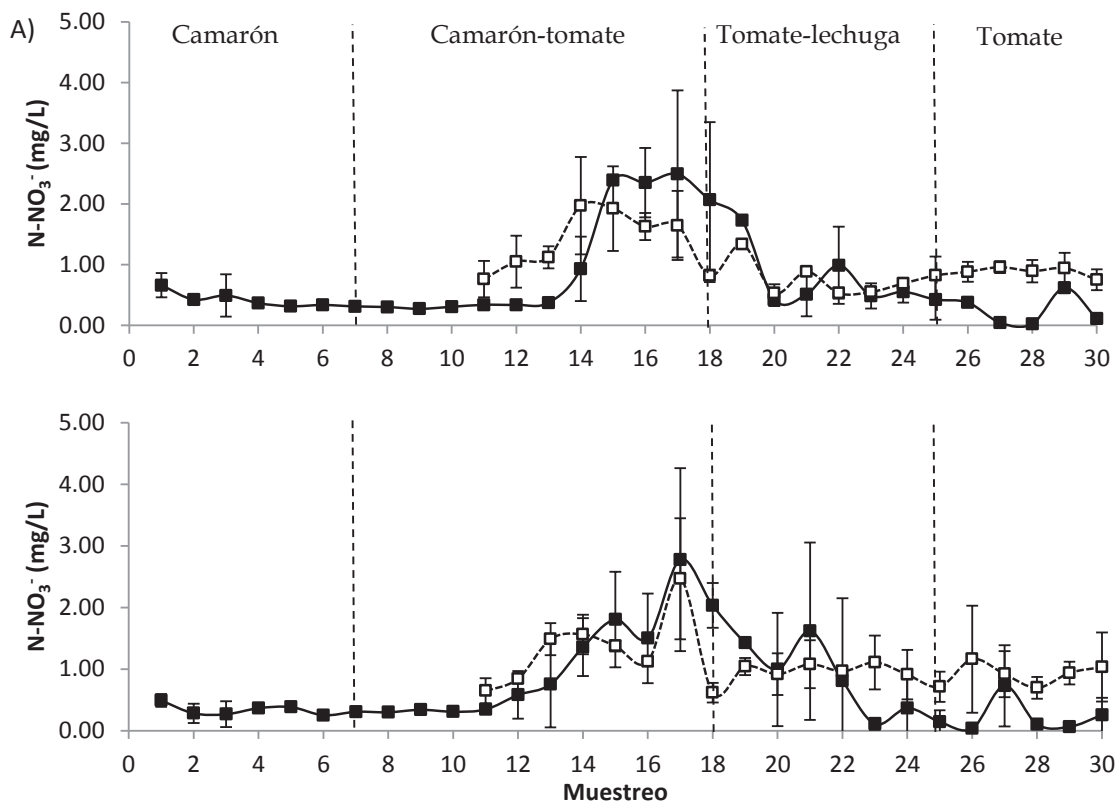


Figura 25. Variación semanal promedio de la concentración de N-NO_3^- durante el cultivo integrado camarón-tomate (■ Entrada y □ Salida): A) M1 B) M2.

Las concentraciones de nitratos en la entrada y salida del módulo 1 fluctuaron de 0.03 a 2.50 y de 0.53 a 1.97 mg/L, respectivamente, con un promedio de 0.71 mg/L para la entrada y 1.04 mg/L para la salida. En el módulo 2 se obtuvo un promedio de 0.70 mg/L para la entrada y 1.08 mg/L para la salida, oscilando entre 0.04 y 2.78 para las entradas y de 0.61 a 2.46 mg/L en las salidas.

No se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) al comparar la entrada con respecto a la salida de cada módulo, ni al comparar las entradas y salidas entre los módulos (Tabla 15). Los resultados de este experimento estuvieron muy por debajo del valor recomendado por Kuhn *et al.* (2010) para evitar los efectos adversos y son menores a los encontrados por Mariscal-Lagarda *et al.* (2012) de 94.7 mg/L en los tanques de cultivo y 74.1 mg/L a la salida de las plantas.

8.4.11. Nitrógeno inorgánico disuelto (NID)

El NID se mantuvo entre 0.07 y 2.65 mg/L en la entrada del módulo M1 con una media de 0.83, y de 0.58 a 2.39 mg/L en la salida del módulo M1 con una media de 1.23 mg/L. En el M2 fluctuó entre 0.07 y 2.88 mg/L en la entrada con una media de 0.82 mg/L, y de 0.72 a 2.66 mg/L para la salida con una concentración promedio de 1.28 mg/L. Como se muestra en la figura 26 el comportamiento es casi igual al N-NO_3^- , esto porque era la forma de nitrógeno disuelto predominante. No se encontraron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre la entrada y salida de cada módulo, ni entre las entradas y salidas entre módulos (Tabla 15).

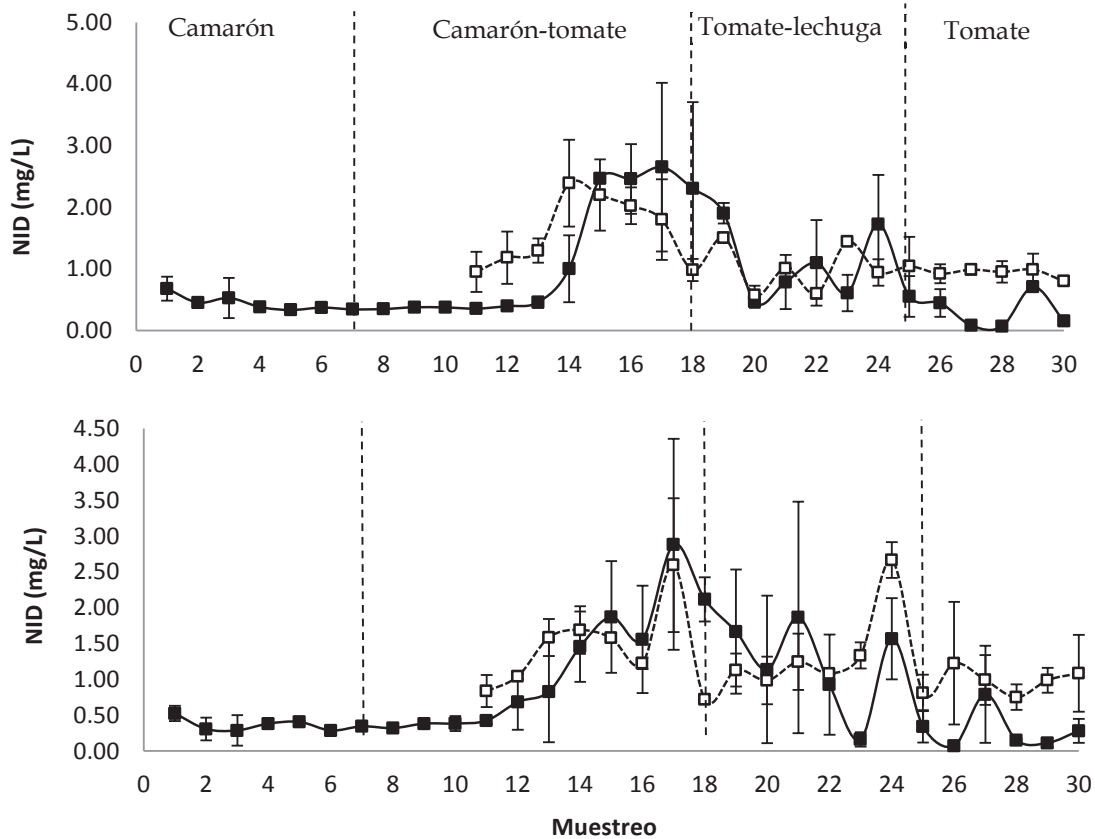


Figura 26. Variación semanal promedio de la concentración de NID durante el cultivo integrado camarón-tomate (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.

8.4.12. Nitrógeno total (NT)

El nitrógeno total osciló entre 0.874 a 7.226 mg/L en la EM1 y de 1.495 a 3.838 mg/L en la SM1, con una media de 3.355 mg/L. La EM2 fluctuó entre 0.788 y 6.725 mg/L con una concentración promedio de 3.512 y la SM2 entre 1.640 y 3.972 mg/L con una media de 2.879 mg/L. Ambos módulos presentaron el mínimo en el muestreo 2 y el máximo en el 30 y 25 para el M1 y M2, respectivamente (Figura 27).

Las concentraciones de NT en los efluentes camaronícolas en el sureste asiático oscilan entre 0.03 y 20.9 mg/L (Phillips, 1994 y Tunvilai *et al.*, 1993), mientras que en el sur de Sinaloa de <0.10 a 4.45 mg/L para cultivos intensivos (Páez-Osuna *et al.*, 2007). Las concentraciones en este estudio se encuentran dentro de dichos intervalos. Existen diferencias significativas ($p < 0.05$) al comparar la entrada contra la salida de cada módulo, más no entre las entradas y salidas entre módulos (Tabla 15).

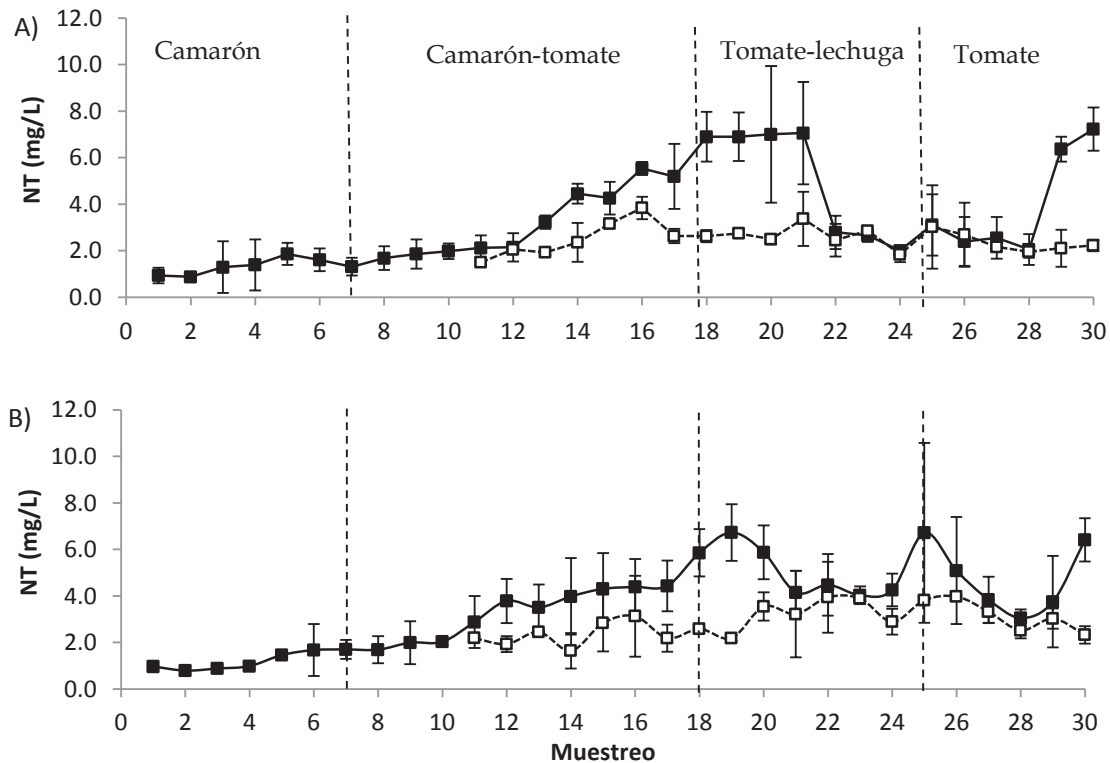


Figura 27. Variación semanal promedio de la concentración de NT durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.

8.4.13. Fósforo disuelto (P-PO₄⁻³)

El fósforo es un constituyente fundamental de los seres vivos, sin embargo su disponibilidad está limitada a su forma reactiva (ortofosfatos). Es de importancia biológica, ya que en los estanques acuícolas y cuerpos de agua dulce es considerado el nutriente limitante para la productividad primaria (fitoplancton), y su aumento produce en consecuencia, un aumento de la productividad primaria según se trate de sistemas naturales o de cultivo. El fósforo solo representa un problema en los estanques cuando alcanza niveles que favorecen el crecimiento de cianobacterias o que provoquen un fuerte florecimiento algal, que en consecuencia, cause falta de oxígeno y mortalidad acompañante (Páez-Osuna, 2001b; Brown y Kornberg, 2004; Balbi *et al.*, 2005; Gerardi, 2006).

Es un producto de la actividad biológica de los organismos y del uso de alimento balanceado; los sedimentos son la principal fuente de fosfatos, ya sea mediante la mineralización de la materia orgánica o los fenómenos de absorción. La disponibilidad y distribución del fósforo está influenciada por la formación de complejos quelatados y sales insolubles, los cuales se forman al asociarse el fósforo inorgánico con iones de metales. El grado de formación de estos depende principalmente del pH y de la presencia de otros ligandos

La concentración de P-reactivo disuelto a lo largo del cultivo en la EM1 osciló entre 0.003 y 1.026 mg/L, mientras que en la SM1 se mantuvo entre 0.046 y 0.477 mg/L, con una concentración promedio de 0.348 y 0.245 mg/L en la entrada y salida, respectivamente. Para el M2 la entrada fluctuó entre 0.006 y 0.966 mg/L con un promedio de 0.342 mg/L, y en la salida se presentaron valores entre 0.052 y 0.424 mg/L con una media de 0.223. Se encontraron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre la entrada y salida de los módulos, más no entre las entradas y salidas entre módulos (Tabla 15). La tendencia del P-reactivo disuelto fue a incrementarse conforme avanzaba el cultivo (Figura 28).

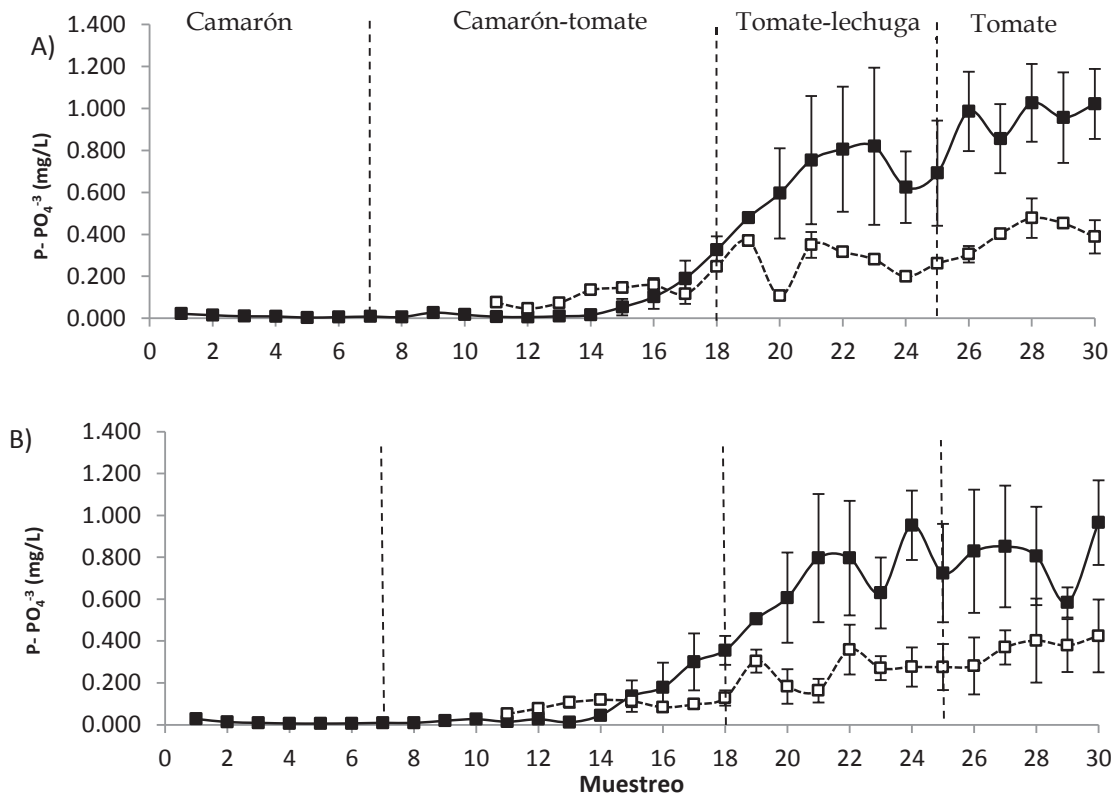


Figura 28. Variación semanal promedio de la concentración de $P-PO_4^{3-}$ durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.

8.4.14. Fósforo total (PT)

La tendencia del fósforo total fue a incrementarse conforme avanzaba el tiempo de cultivo (Figura 29). El comportamiento en ambos módulos es muy similar, obteniendo un promedio de 0.66 y 0.69 mg/L de fósforo para las entradas del módulo 1 y 2, respectivamente; y con rangos entre 0.08 y 1.61 mg/L para el M1 y de 0.04 a 1.39 mg/L para el M2. Con respecto a las salidas, el M1 obtuvo un promedio de 0.46 mg/L oscilando entre 0.23 y 0.75 mg/L, mientras que el M2 de 0.51 mg/L con variaciones entre 0.20 y 0.78. No hubo diferencias significativas ($p > 0.05$) al comparar entradas y salidas entre módulos, pero si se observaron al comparar la entrada contra la salida de cada módulo (Tabla 15).

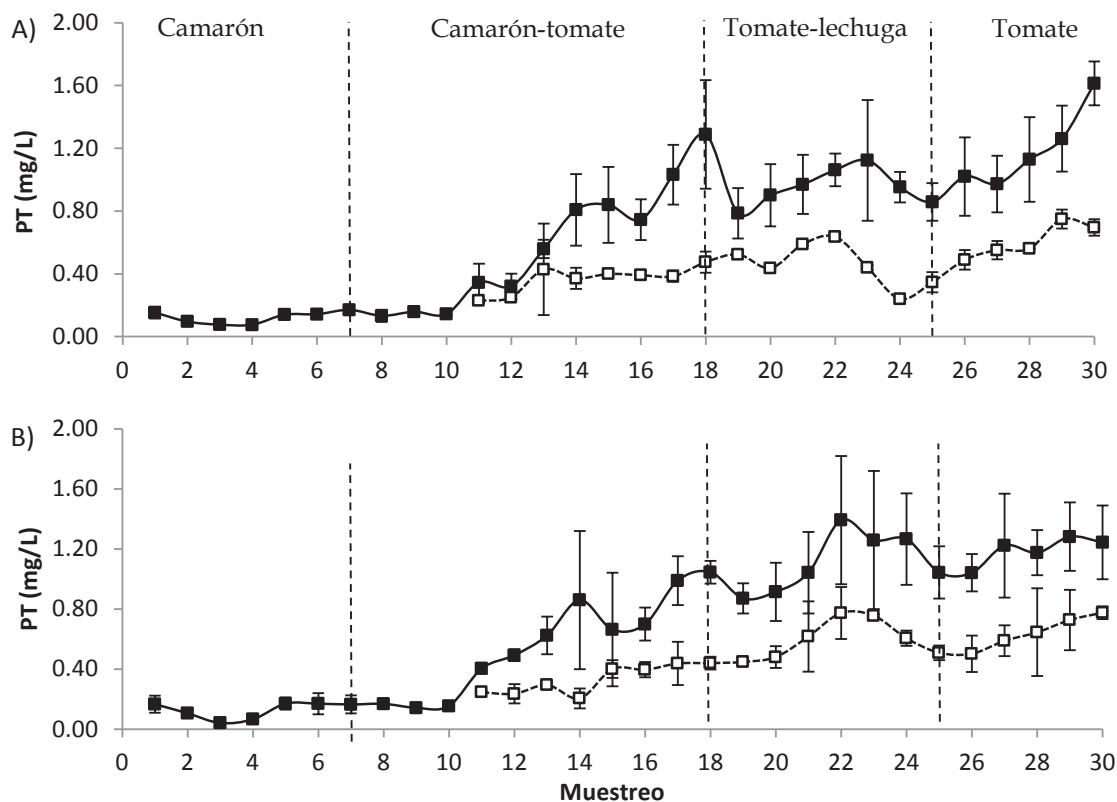


Figura 29. Variación semanal promedio de la concentración de PT durante el cultivo integrado camarón-tomate-lechuga (■ Entrada y □ Salida): A) M1, B) M2.

Tabla 15. Medias \pm desviación estándar para las diferentes variables químicas en las aguas de entrada y de salida del sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.

Variable	EM1	SM1	EM2	SM2
Clor <i>a</i> (mg/m ³)	113.1 \pm 89.5 ^a	-	149.6 \pm 104.2 ^a	-
SST (mg/L)	42.4 \pm 24.4 ^a	17.1 \pm 6.5 ^b	41.3 \pm 25.4 ^a	16.4 \pm 7.0 ^b
MO (mg/L)	29.8 \pm 18.0 ^a	8.8 \pm 6.8 ^b	29.6 \pm 18.6 ^a	8.6 \pm 6.1 ^b
N-NAT (mg/L)	0.142 \pm 0.247 ^a	0.1139 \pm 0.065 ^a	0.161 \pm 0.256 ^a	0.173 \pm 0.372 ^a
N-NO ₂ ⁻ (mg/L)	0.060 \pm 0.155 ^a	0.016 \pm 0.015 ^a	0.021 \pm 0.036 ^a	0.012 \pm 0.014 ^a
N-NO ₃ ⁻ (mg/L)	0.71 \pm 0.72 ^a	1.04 \pm 0.44 ^a	0.71 \pm 0.68 ^a	1.08 \pm 0.41 ^a
NID (mg/L)	0.83 \pm 0.77 ^a	1.23 \pm 0.51 ^a	0.82 \pm 0.73 ^a	1.28 \pm 0.53 ^a
NT (mg/L)	3.355 \pm 2.133 ^a	2.499 \pm 0.569 ^b	3.521 \pm 1.8 ^a	2.897 \pm 0.713 ^b
P-PO ₄ ⁻³ (mg/L)	0.348 \pm 0.397 ^a	0.245 \pm 0.135 ^b	0.342 \pm 0.363 ^a	0.223 \pm 0.124 ^b
PT (mg/L)	0.66 \pm 0.46 ^a	0.46 \pm 0.14 ^b	0.69 \pm 0.46 ^a	0.51 \pm 0.18 ^b

Letras diferentes entre columnas indican diferencias estadísticamente significativas entre sí ($p < 0.05$).

8.5. Contenido de fósforo en camarón, tomate, lechuga, zeolita y lodos

Para realizar el análisis de fósforo en el camarón, se seccionó en músculo (M), cefalotórax (C) y exoesqueleto (E), esto con la finalidad de ver la distribución del mismo en el camarón. Como era de esperarse, el tejido que mayor concentración de fósforo tuvo fue el exoesqueleto, esto porque el fósforo está asociado al calcio en la formación y regeneración del exoesqueleto, y contribuyendo a dar fortaleza a la estructura (Ramírez-Arrebató *et al.*, 2010). Después le siguió el cefalotórax y por último el músculo.

La concentración de fósforo en el exoesqueleto fue de 9.60 ± 0.9 mg/g para el M1 y 9.84 ± 0.16 mg/g para el M2, en el cefalotórax la concentración fue de 6.83 ± 0.70 y 6.83 ± 0.47 mg/g para el M1 y M2, respectivamente, y de 6.01 ± 0.31 mg/g para M1 y 6.38 ± 0.74 mg/g para el M2 en el músculo. No se detectaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre la concentración de fósforo en los tejidos de los camarones del M1 y los del M2.

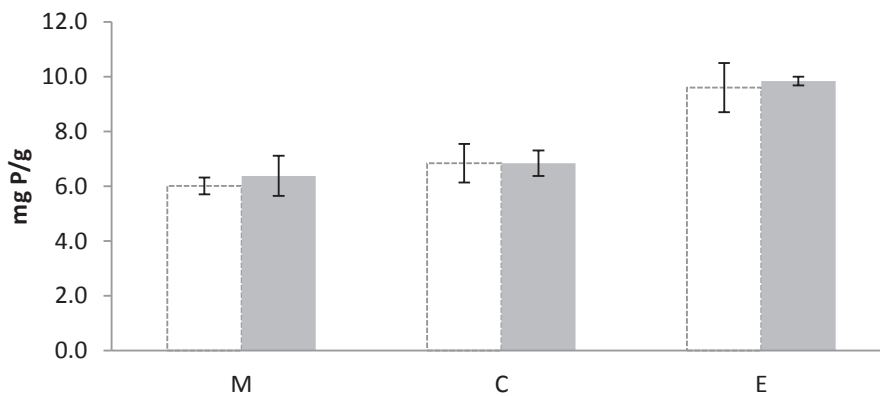


Figura 30. Concentración de fósforo en los tejidos de camarón de M1 (barra vacía) y M2 (barra rellena), M se refiere al músculo, C al cefalotórax y E al exoesqueleto.

El fósforo en las plantas de tomate, se midió en la raíz, tallo, hoja y fruto, para poder determinar cuál es el órgano que acumula la mayor concentración del nutriente, encontrando el siguiente comportamiento: hoja > tallo > fruto > raíz para el TGM1, hoja > fruto > tallo > raíz para el TGM2 y hoja > fruto > raíz > tallo para el TGSN

que era el tratamiento testigo. Los frutos del TGM2 poseen significativamente una mayor concentración de fósforo que los frutos de los otros tratamientos, lo que resulta en un tomate con mayor valor nutricional, caso contrario al TGSN.

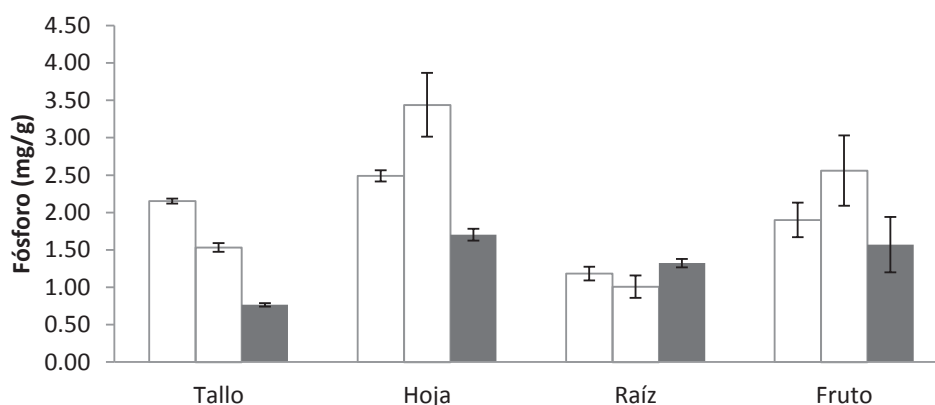


Figura 31. Concentración de fósforo en los órganos de las plantas de tomate grape: M1 (barra vacía), M2 (barra con líneas diagonales) y SN (barra rellena).

De manera muy general en la tabla 16 podemos observar que los órganos de las plantas de solución nutritiva poseen menos fósforo que las de los tratamientos acuapónicos (M1 y M2), a excepción de la raíz, lo que contribuye a afirmar que el efluente del cultivo de camarón tiene fósforo suficiente para que las plantas se desarrollen de manera adecuada y produzcan frutos de calidad.

Tabla 16. Media \pm desviación estándar del contenido de fósforo (mg/g) en los órganos de las plantas de tomate grape.

	Tallo	Hoja	Raíz	Fruto
TGM1	2.15 \pm 0.03 ^a	2.49 \pm 0.08 ^{ab}	1.18 \pm 0.09 ^{ab}	1.90 \pm 0.23 ^a
TGM2	1.53 \pm 0.06 ^{ab}	3.44 \pm 0.43 ^a	1.01 \pm 0.15 ^a	2.56 \pm 0.47 ^b
TGSN	0.77 \pm 0.02 ^b	1.70 \pm 0.08 ^b	1.32 \pm 0.06 ^{ab}	1.57 \pm 0.37 ^c

Letras diferentes entre filas indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

En la variedad bola el comportamiento observado en la acumulación de fósforo en cada órgano fue: hoja>fruto>raíz>tallo para los tres tratamientos (Figura

32) y de forma general se observa que las plantas de tratamientos acuapónicos tienen mayor concentración de fósforo en los distintos órganos que las plantas regadas con la solución nutritiva, por lo cual podemos concluir que el uso de los efluentes de camarón benefició más a las plantas que el uso de solución nutritiva.

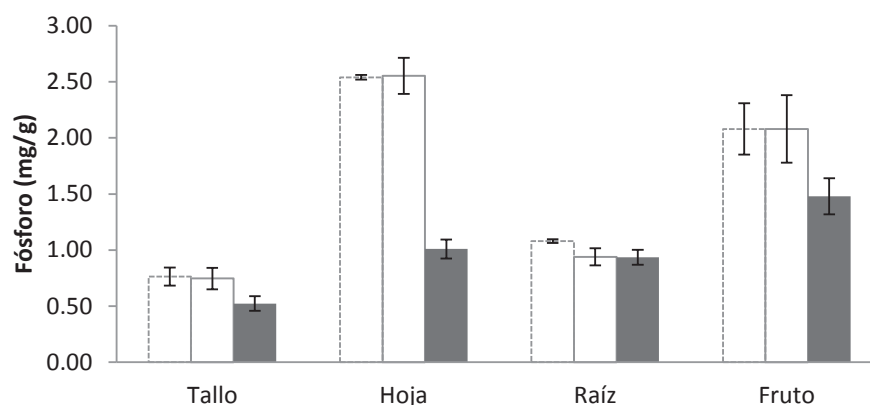


Figura 32. Concentración de fósforo en los tejidos de la planta de tomate bola. TBM1 (barra vacía), TBM2 (barra con diagonales) y TBSN (barra rellena).

La concentración de fósforo en los diferentes tejidos para la variedad bola no mostró diferencias significativas ($p > 0.05$) entre los tres tratamientos, aunque las concentraciones más bajas de fósforo se obtuvieron en los tejidos de las plantas irrigadas con solución nutritiva (Tabla 17).

Tabla 17. Media \pm desviación estándar del contenido de fósforo (mg/g) en los órganos de las plantas de tomate bola.

	Tallo	Hoja	Raíz	Fruto
TBM1	0.76 \pm 0.08 ^a	2.54 \pm 0.02 ^a	1.08 \pm 0.02 ^a	2.08 \pm 0.23 ^a
TBM2	0.75 \pm 0.10 ^a	2.55 \pm 0.16 ^a	0.94 \pm 0.08 ^a	2.08 \pm 0.30 ^a
TBSN	0.52 \pm 0.07 ^a	1.01 \pm 0.09 ^a	0.94 \pm 0.07 ^a	1.48 \pm 0.16 ^a

Letras diferentes entre filas indican diferencias significativas ($p < 0.05$)

Al igual que el camarón y el tomate, la lechuga se seccionó en raíz y hoja para determinar la distribución del nutriente, obteniendo para la variedad romana

las mayores concentraciones de fósforo en la hoja y las menores en la raíz. El comportamiento de acumulación de fósforo para los distintos tratamientos en hojas y raíz de la LR fue M1>M2>SN (Figura 33). El contenido de fósforo en la hoja de la lechuga romana fue de 2.45, 1.89 y 1.79 mg/g en el orden de M1, M2 y SN, lo cual resulta mayor al 0.91 mg/g documentado por Sikawa y Yakupiyage (2010) en su cultivo acuapónico de bagre y lechuga.

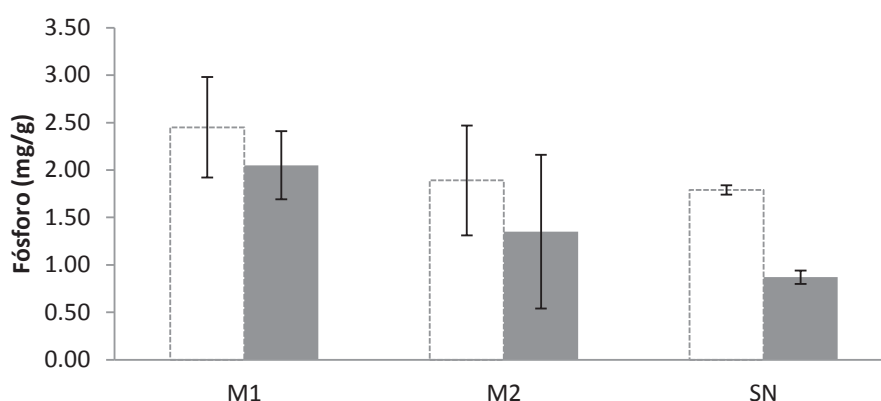


Figura 33. Acumulación de fósforo en los órganos de la lechuga romana. Hoja (barra vacía) y raíz (barra rellena).

En cuanto al porcentaje de fósforo en el follaje de la lechuga romana fue de 0.25, 0.19, y 0.18 % para el M1, M2 y SN, porcentajes menores a los encontrados por Díaz-Vargas *et al.* (2001) de 0.25 a 0.44 %, y los cuales se consideran bajos, según Jones *et al.* (1991), quienes proponen los siguientes intervalos: de 0.3 a 0.4 % como bajo, de 0.5 a 1.0 % como suficiente, y >1.0 % como alto.

En relación a la variedad orejona no hubo un comportamiento claro para la acumulación de fósforo en los órganos de las lechugas de los distintos tratamientos, en el M1 y SN el comportamiento fue raíz>hoja, mientras que en el M2 fue lo contrario (Figura 34). La concentración de fósforo en la hoja de la lechuga orejona fue de 2.22, 1.23 y 1.29 mg/g para el M1, M2 y SN, respectivamente, la cual es ligeramente menor a la encontrada en la variedad romana de este experimento, pero mayor al encontrado por Sikawa y Yakupiyage (2010).

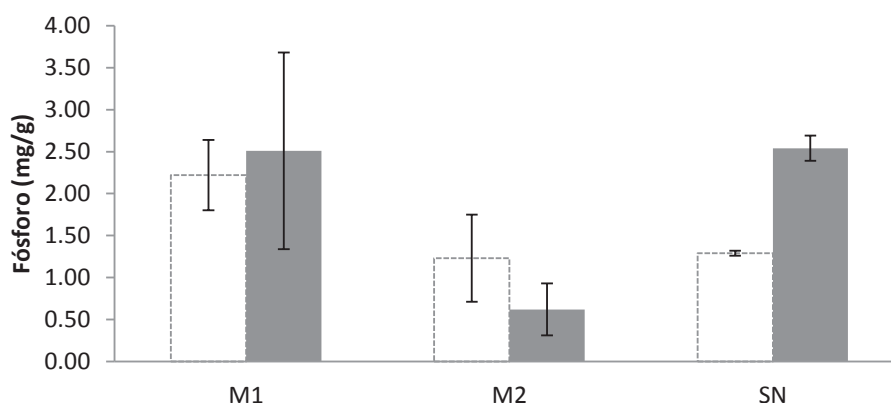


Figura 34. Acumulación de fósforo en los órganos de la lechuga orejona. Hoja (barra vacía) y raíz (barra rellena).

En cuanto al porcentaje de fósforo en el follaje para la variedad orejona fue de 0.22, 0.12 y 0.18 % para el M1, M2 y SN, respectivamente, lo cual es bajo, según lo considerado por Jones *et al.* (1991), además, los porcentajes son menores a los encontrados en este experimento para la variedad romana y a los registrados por Díaz-Vargas *et al.* (2001) de 0.25 a 0.44 %.

No se observaron diferencias significativas ($p > 0.05$) entre la concentración de fósforo en las hojas de los distintos tratamientos para ninguna de las dos variedades de lechuga. En el caso de la raíz, el M1 presentó diferencias significativas con el módulo SN, más no con el M2, esto en la variedad romana, mientras que en la variedad orejona el M2 fue significativamente diferente ($p < 0.05$) a los otros dos tratamientos.

Tabla 18. Concentración promedio de fósforo en hojas y raíz de las lechugas de los tratamientos. Lechuga romana (LR) y lechuga orejona (LO).

	HOJAS			RAÍZ			
	M1	M2	SN	M1	M2	SN	
LR	2.5±0.5 ^a	1.9±0.6 ^a	1.8±0.1 ^a	LR	2.1±0.4 ^a	1.4±0.8 ^{ab}	0.9±0.1 ^b
LO	2.2±0.4 ^a	1.2±0.5 ^a	1.3±0.0 ^a	LO	2.5±1.2 ^a	0.6±0.3 ^b	2.5±0.2 ^a

Letras diferentes entre columna indican diferencias significativas ($p < 0.05$).

8.6. Cálculos de los flujos y balances de masas de nutrientes

Para realizar los balances de nitrógeno y fósforo se consideraron las fuentes de ingreso y egreso en el sistema, incluyendo el fertilizante, el alimento, agua de llenado, agua de reposición, postlarvas, agua de vaciado, cosecha de camarón, tomate y lechuga, biopelícula del biofiltro, lodos orgánicos, zeolita inicial y final. Los flujos de entrada y salida asociados a los diferentes materiales se expresaron como gramos de nutriente (N y P) por ciclo de cultivo, y se calcularon como sigue:

8.6.1. Balance de nitrógeno

Alimento. Durante el cultivo se suministraron dos alimentos balanceados, Camaronina y Aquaprolife, ambos con un contenido de proteína de 35 %. Para calcular el nitrógeno asociado al alimento se consideró la cantidad de alimento suministrado y el contenido de nitrógeno en el mismo, que era de 5.6 % (% N = %proteína/6.25). El promedio de nitrógeno suministrado por el alimento fue de 154.84 g para el M1 y 144.07 g para el M2 (Tabla 19).

Tabla 19. Nitrógeno asociado al alimento.

	Camaronina (g)	Aquaprolife (g)	Total alimento (g)	% N	N (g)
M1T1	679.3	2170.5	2849.80	5.6	159.59
M1T2	675.7	2179.4	2855.10	5.6	159.89
M1T3	678.7	2179.4	2858.10	5.6	160.05
M1					159.84±0.24
M2T1	584.3	1973.4	2557.70	5.6	143.23
M2T2	615.7	1971.2	2586.90	5.6	144.87
M2T3	614.2	1959.5	2573.70	5.6	144.13
M2					144.07±0.82

Fertilizante. Se utilizó Nutrilake-P con un contenido de 14.5% de nitrógeno. Para el cálculo se consideró la cantidad de fertilizante empleado y el porcentaje de nitrógeno en el mismo, resultando una media de 1.45 g para ambos módulos (Tabla 20).

Tabla 20. Nitrógeno asociado al fertilizante.

	Fertilizante (g)	% N	N (g)
M1T1	10	14.5	1.45
M1T2	10	14.5	1.45
M1T3	10	14.5	1.45
M1			1.45±0.00
M2T1	10	14.5	1.45
M2T2	10	14.5	1.45
M2T3	10	14.5	1.45
M2			1.45±0.00

Agua de llenado. Se multiplicó el volumen del agua de llenado y el contenido de nitrógeno del agua, aportando 0.28 g para el M1 y 0.35 g para el M2 (Tabla 21).

Tabla 21. Nitrógeno asociado al agua de llenado.

	Volumen (L)	N (mg/L)	N (g)
M1T1	3142	0.0898	0.28
M1T2	3142	0.0898	0.28
M1T3	3142	0.0898	0.28
M1			0.28±0.00
M2T1	3142	0.1108	0.35
M2T2	3142	0.1108	0.35
M2T3	3142	0.1108	0.35
M2			0.35±0.00

Agua de reposición. Se multiplicó el volumen de agua por la concentración de nitrógeno, dando un promedio de 0.38 g para el M1 y 0.36 g para el M2 (Tabla 22).

Tabla 22. Nitrógeno asociado al agua de reposición.

	Volumen (L)	N (mg/L)	N (g)
M1T1	2890.3	0.1458	0.42
M1T2	2262.0	0.1458	0.33
M1T3	2576.0	0.1458	0.38
M1			0.38±0.05
M2T1	2858.9	0.1458	0.42
M2T2	2136.3	0.1458	0.31
M2T3	2481.9	0.1458	0.36
M2			0.36±0.05

Postlarva. Se multiplicó el peso seco sembrado por el contenido de nitrógeno (11%, Boyd y Teichert-Coddington, 1995), aportando 0.28 g para ambos módulos.

Tabla 23. Nitrógeno asociado a la postlarva.

	Peso húmedo (g)	% humedad	peso seco (g)	% N	N (g)
M1T1	10.60	76.24	2.52	11	0.28
M1T2	10.60	76.24	2.52	11	0.28
M1T3	10.60	76.24	2.52	11	0.28
M1					0.28±0.00
M2T1	10.60	76.24	2.52	11	0.28
M2T2	10.60	76.24	2.52	11	0.28
M2T3	10.60	76.24	2.52	11	0.28
M2					0.28±0.00

Agua de vaciado. Se calculó considerando el volumen del agua de descarga y su concentración de nitrógeno, resultando 10.90 g para el M1 y 10.06 g para el M2.

Tabla 24. Nitrógeno asociado al agua de vaciado.

	Volumen (L)	N (mg/L)	N (g)
M1T1	1508	6.85	10.33
M1T2	1508	7.23	10.90
M1T3	1508	7.61	11.48
M1			10.90±0.57
M2T1	1570	6.58	10.33
M2T2	1570	7.24	11.37
M2T3	1570	5.41	8.49
M2			10.06±1.46

Zeolita. Primero se determinó la diferencia entre el nitrógeno de la zeolita inicial y la final (0.058%, Brito-Solano, 2010), después este valor se multiplicó por la cantidad de zeolita utilizada, resultando un flujo promedio de 59.54 g en ambos módulos (Tabla 25).

Tabla 25. Nitrógeno asociado a la zeolita.

	Tomate grape			Tomate bola			Zeolita total
	Zeolita (kg)	N %	N (g)	Zeolita (kg)	N %	N (g)	N (g)
M1T1	51.33	0.058	29.77	51.33	0.058	29.77	59.54
M1T2	51.33	0.058	29.77	51.33	0.058	29.77	59.54
M1T3	51.33	0.058	29.77	51.33	0.058	29.77	59.54
M1			29.77±0.00			29.77±0.00	59.54±0.00
M2T1	51.33	0.058	29.77	51.33	0.058	29.77	59.54
M2T2	51.33	0.058	29.77	51.33	0.058	29.77	59.54
M2T3	51.33	0.058	29.77	51.33	0.058	29.77	59.54
M2			29.77±0.00			29.77±0.00	59.54±0.00

Cosecha de camarón. Se estimó multiplicando el peso seco cosechado por su porcentaje de nitrógeno (11 % con base a peso seco, Boyd y Teichert-Coddington, 1995), resultando en promedio 46.39 g para el M1 y 28.25 g para el M2 (Tabla 26).

Tabla 26. Nitrógeno asociado a la cosecha de camarón.

	P. Húmedo (g)	P. Seco (g)	N %	N (g)
M1T1	2119.6	468.38	11	51.52
M1T2	1906.3	425.56	11	46.81
M1T3	1752	371.3	11	40.84
M1				46.39±5.35
M2T1	1057.6	227.82	11	25.06
M2T2	1202.1	255.95	11	28.15
M2T3	1308.1	286.7	11	31.54
M2				28.25±3.24

Cosecha de lechuga. Se consideró la cantidad de materia seca en hoja y raíz y una concentración de 15.28 mg N/g con base a peso seco de la lechuga (Sikawa y Yakupitiyage, 2010). El nitrógeno asociado a la lechuga en el M1 fue de 2.56 y 1.60 g, para la lechuga romana (LR) y lechuga orejona (LO), respectivamente, mientras que para el M2 fue de 2.93 g para la LR y 1.61 g para la LO (Tabla 27).

Tabla 27. Nitrógeno asociado a la cosecha de lechuga.

		P. seco hoja	P. Seco raíz	P. Seco total	N (mg/g)	N (g)
LR	M1T1	65.83	21.12	86.95	15.28	1.33
	M1T2	78.53	24.46	102.99	15.28	1.57
	M1T3	37.88	15.38	53.26	15.28	0.81
	LR					1.24±0.39
LO	M1T1	38.03	10.89	48.92	15.28	0.75
	M1T2	64.34	13.24	77.58	15.28	1.19
	M1T3	16.13	9.35	25.48	15.28	0.39
	LO					0.77±0.40
	LR+LO (M1)					2.01±0.78
LR	M2T1	46.22	33.72	79.94	15.28	1.22
	M2T2	103.78	19.06	122.84	15.28	1.88
	M2T3	27.97	47.49	75.46	15.28	1.15
	LR					1.42±0.40
LO	M2T1	26.24	24.2	50.44	15.28	0.77
	M2T2	40.66	27.18	67.84	15.28	1.04
	M2T3	13.53	20.98	34.51	15.28	0.53
	LO					0.78±0.25
	LR+LO (M2)					2.20±0.64

Cosecha de tomate. Como los tres tanques de camarón de cada módulo regaban de manera conjunta las dos camas de tomate, se dividió el total de peso seco de cada uno de los órganos entre tres, esto para poder realizar los cálculos para cada uno de los tanques. El nitrógeno asociado al tomate se calculó considerando el peso seco de cada uno de los órganos de la planta y el porcentaje de nitrógeno en los mismos, siendo como sigue: raíz (1.57%), tallo (1.72%), hoja (3.09%) y fruto (1.76%) (Brito-Solano, 2010). La cosecha de tomate representó una salida promedio en el M1 de 6.93 y 9.95 g para el tomate grape (TG) y tomate bola (TB), respectivamente, mientras que para el M2 fue de 5.85 g para el TG y 9.96 g para el TB (Tabla 28).

Tabla 28. Nitrógeno asociado a la cosecha de tomate.

TGM1	Materia seca (g)	N (%)	N (g) M1T1	N (g) M1T2	N (g) M1T3	N (g) M1
Raíz	14.15	1.57	0.22	0.22	0.22	0.22±0.00
Tallo	92.58	1.71	1.58	1.58	1.58	1.58±0.00
Hoja	48.72	3.09	1.51	1.51	1.51	1.51±0.00
Fruto	205.42	1.76	3.62	3.62	3.62	3.62±0.00
Total			6.93	6.93	6.93	6.93±0.00
TBM1						
Raíz	23.65	1.57	0.37	0.37	0.37	0.37±0.00
Tallo	135.53	1.71	2.32	2.32	2.32	2.32±0.00
Hoja	89.96	3.09	2.78	2.78	2.78	2.78±0.00
Fruto	254.67	1.76	4.48	4.48	4.48	4.48±0.00
Total			9.95	9.95	9.95	9.95±0.00
TG+TB M1						16.88±0.0
TGM2						
Raíz	11.94	1.57	0.19	0.19	0.19	0.19±0.00
Tallo	100.83	1.71	1.72	1.72	1.72	1.72±0.00
Hoja	45.98	3.09	1.42	1.42	1.42	1.42±0.00
Fruto	143.1	1.76	2.52	2.52	2.52	2.52±0.00
Total			5.85	5.85	5.85	5.85±0.00
TBM2						
Raíz	36.97	1.57	0.58	0.58	0.58	0.58±0.00
Tallo	185.16	1.71	3.17	3.17	3.17	3.17±0.00
Hoja	84.12	3.09	2.60	2.60	2.60	2.60±0.00
Fruto	205.13	1.76	3.61	3.61	3.61	3.61±0.00
Total			9.96	9.96	9.96	9.96±0.00
TG+TB M2						15.81±0.0

Biopelícula del biofiltro y lodos orgánico. Para calcular el nitrógeno asociado a estas dos fuente se consideró la cantidad de materia seca de cada uno de ellos y su porcentaje de nitrógeno (2.33 % con base a peso seco (Brito-Solano, 2010). El biofiltro representó una salida promedio de 2.34 g para el M1 y 1.43 g para el M2, mientras que los lodos orgánicos fue de 6.63 g en el M1 y 7.18 g para el M2. El total de nitrógeno asociado a estas dos fuentes fue de 8.96 y 8.61 g para el M1 y M2, respectivamente (Tabla 29).

Tabla 29. Nitrógeno asociado a la biopelícula del biofiltro y los lodos orgánicos.

	Biopelícula del biofiltro			Lodos orgánicos			Total
	Peso seco (g)	N (%)	N (g)	Peso seco (g)	N (%)	N (g)	N (g)
M1T1	42.171	2.33	0.98	151.11	2.33	3.52	4.5
M1T2	66.45	2.33	1.55	200.87	2.33	4.68	6.23
M1T3	192.3	2.33	4.48	501.34	2.33	11.68	16.16
M1			2.34±1.88			6.63±4.41	8.96±6.29
M2T1	67.9	2.33	1.58	351.46	2.33	8.19	9.77
M2T2	42.75	2.33	1	167.75	2.33	3.91	4.91
M2T3	73.3	2.33	1.71	405.46	2.33	9.45	11.16
M2			1.43±0.38			7.18±2.90	8.61±3.28

Entre las principales fuentes de error asociadas con estos cálculos tenemos que no se evaluó la precipitación atmosférica (seca y húmeda), la infiltración, la fijación de nitrógeno y el nitrógeno exportado a la atmósfera ya sea por volatilización del amonio y/o denitrificación, sin embargo, el flujo asociado a estos dos últimos procesos se estimó indirectamente a través de la diferencia entre las entradas y salidas (pérdidas no identificadas). La pérdida asociada a estos procesos en este experimento fueron de 10.8 y 15.0% para el M1 y M2, respectivamente, los cuales son comparables con el 13% estimado por Briggs y Funge-Smith (1994), el 15% estimado por Martin *et al.* (1998), y el 13.3 % estimado por Brito-Solano (2010) en el cultivo integrado camarón-tomate con agua de pozo.

El balance general de nitrógeno en el M1 y M2 se realizó obteniendo el promedio y desviación estándar de los tres tanques (Tabla 30 y Figuras 35 y 36).

Tabla 30. Flujos de entradas y salidas de nitrógeno (g N/ciclo de cultivo) para el sistema de cultivo camarón-tomate.

Entradas	M1T1	M1T2	M1T3	\bar{x} M1	M2T1	M2T2	M2T3	\bar{x} M2
Alimento	159.59	159.89	160.05	159.84±0.23	143.23	144.87	144.13	144.08±0.82
Fertilizante	1.45	1.45	1.45	1.45±0.00	1.45	1.45	1.45	1.45±0.00
Agua llenado	0.28	0.28	0.28	0.28±0.00	0.35	0.35	0.35	0.35±0.00
Agua reposición	0.42	0.33	0.38	0.38±0.05	0.42	0.31	0.36	0.36±0.06
Postlarvas	0.28	0.28	0.28	0.28±0.00	0.28	0.28	0.28	0.28±0.00
Total	162.02	162.23	162.44	162.23±0.21	145.73	147.26	146.57	146.52±0.77
Salidas								
Agua vaciado	10.32	10.90	11.48	10.90±0.58	10.33	11.37	8.49	10.06±1.46
Camarón	51.52	46.81	40.84	46.39±5.35	25.06	28.15	31.54	28.25±3.24
Tomate grape	6.93	6.93	6.93	6.93±0.00	5.85	5.85	5.85	5.85±0.00
Tomate bola	9.95	9.95	9.95	9.95±0.00	9.96	9.96	9.96	9.96±0.00
Lechuga romana	1.33	1.57	0.81	1.24±0.39	1.22	1.88	1.15	1.42±0.40
Lechuga orejona	0.75	1.19	0.39	0.78±0.40	0.77	1.04	0.53	0.78±0.26
Zeolita	59.54	59.54	59.54	59.54±0.00	59.54	59.54	59.54	59.54±0.00
Biopelícula	0.98	1.55	4.48	2.34±1.88	1.58	1.00	1.71	1.43±0.38
Lodos orgánicos	3.52	4.68	11.68	6.63±4.41	8.19	3.91	9.45	7.18±2.90
Total	144.84	143.12	146.10	144.69±0.69	122.50	122.70	128.22	124.47±3.25
Entradas- Salidas	17.18	19.11	16.34	17.54±1.42	23.23	24.56	18.35	22.05±3.27

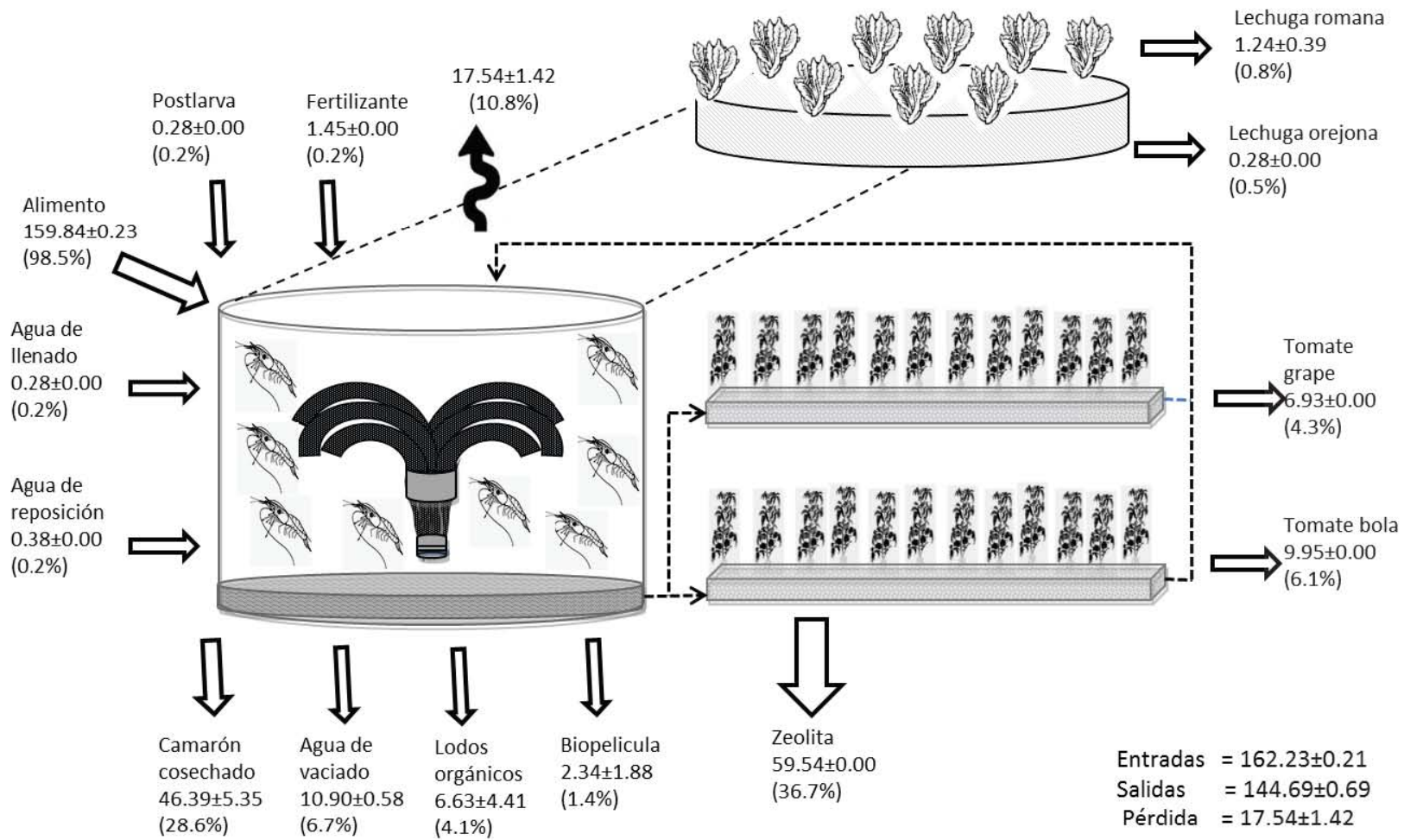


Figura 35. Balance promedio de nitrógeno (g N/ciclo de cultivo) en el módulo 1 (3000 μ S/cm).

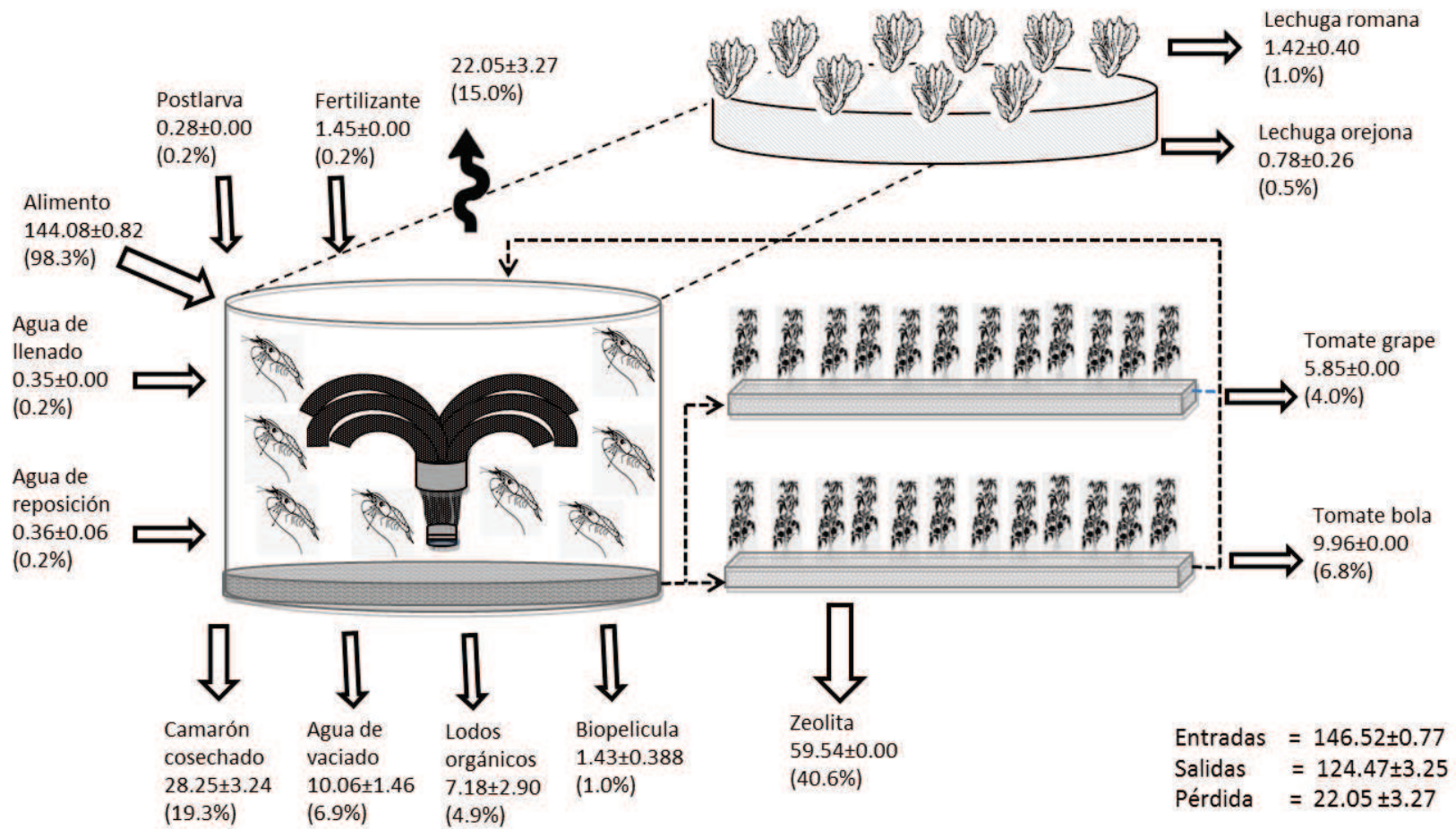


Figura 36. Balance promedio de nitrógeno (g N/ciclo de cultivo) en el módulo 2 (2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$).

8.6.2. Balance de fósforo

Para realizar el balance de fósforo se realizó el mismo procedimiento que para el balance de nitrógeno, solo se sustituyó la concentración nitrógeno por la concentración de fósforo (CF), resultando lo siguiente:

Alimento. CF= 6.50 y 6.85 mg/g para Camaronina y Aquaprolife, respectivamente. Para el M1 se aportó un promedio de 18.96 g y para el M2 17.06 g (Tabla 31).

Tabla 31. Fósforo asociado al alimento.

	Camaronina			Aquaprolife			Total
	Alimento (g)	mg P/g	P (g)	Alimento (g)	mg P/g	P (g)	P (g)
M1T1	1691.60	6.50	11.00	1158.20	6.85	7.93	18.93
M1T2	1688.00	6.50	10.97	1167.10	6.85	7.99	18.97
M1T3	1691.00	6.50	10.99	1167.10	6.85	7.99	18.99
M1							18.96±0.03
M2T1	1552.60	6.50	10.09	1005.10	6.85	6.88	16.98
M2T2	1628.00	6.50	10.58	958.90	6.85	6.57	17.15
M2T3	1626.50	6.50	10.57	947.20	6.85	6.49	17.06
M2							17.06±0.09

Fertilizante. CF= 2.58 %. El flujo de fósforo promedio aportado a través del fertilizante fue de 0.26 g para cada módulo (Tabla 32)

Tabla 32. Fósforo asociado al fertilizante.

	Fertilizante (g)	% P	Total P (g)
M1T1	10	2.58	0.26
M1T2	10	2.58	0.26
M1T3	10	2.58	0.26
M1			0.26±0.00
M2T1	10	2.58	0.26
M2T2	10	2.58	0.26
M2T3	10	2.58	0.26
M2			0.258±0.00

Agua de llenado. CF=0.23 mg/L para M1 y 0.22 mg/L para M2. El fósforo aportando fue de 0.72 g para el M1 y 0.69 g para el M2 (Tabla 33).

Tabla 33. Fósforo asociado al agua de llenado.

	Agua de llenado (L)	P (mg/L)	Total P (g)
M1T1	3142	0.23	0.72
M1T2	3142	0.23	0.72
M1T3	3142	0.23	0.72
M1			0.72±0.00
M2T1	3142	0.22	0.69
M2T2	3142	0.22	0.69
M2T3	3142	0.22	0.69
M2			0.69±0.00

Agua de reposición. CF=0.27 mg/L, resultando un aporte promedio de 0.70 g para el M1 y 0.67 g para el M2 (Tabla 34).

Tabla 34. Fósforo asociado al agua de reposición.

	Volumen de agua (L)	P (mg/L)	P (g)
M1T1	2890.3	0.27	0.78
M1T2	2262.0	0.27	0.61
M1T3	2576.1	0.27	0.70
M1			0.70±0.08
M2T1	2858.9	0.27	0.77
M2T2	2136.3	0.27	0.58
M2T3	2481.9	0.27	0.67
M2			0.67±0.10

Postlarva. CF= 6.50 mg/g. El aporte promedio de las postlarvas fue de 0.02 g de fósforo para ambos módulos (Tabla 35).

Tabla 35. Fósforo asociado a la postlarva.

	Peso húmedo (g)	% humedad	peso seco (g)	P (mg/g)	Total P (g)
M1T1	10.60	76.24	2.52	6.50	0.02
M1T2	10.60	76.24	2.52	6.50	0.02
M1T3	10.60	76.24	2.52	6.50	0.02
M1					0.02±0.00
M2T1	10.60	76.24	2.52	6.50	0.02
M2T2	10.60	76.24	2.52	6.50	0.02
M2T3	10.60	76.24	2.52	6.50	0.02
M2					0.02±0.00

Agua de vaciado. Esta salida representó 2.43 g para el M1 y 1.95 g para el M2 (Tabla 36).

Tabla 36. Fósforo asociado al agua de vaciado.

	Volumen (L)	P (mg/L)	Total P (g)
M1T1	1508	1.63	2.46
M1T2	1508	1.58	2.38
M1T3	1508	1.63	2.46
M1			2.43±0.04
M2T1	1570	1.09	1.71
M2T2	1570	1.53	2.40
M2T3	1570	1.12	1.75
M2			1.95±0.38

Zeolita. CF=0.02 g/kg, resultando que la zeolita retuvo en promedio 2.06 g de fósforo para ambos módulos (Tabla 37).

Tabla 37. Fósforo asociado a la zeolita.

	Tomate grape			Tomate bola			Zeolita
	Zeolita (kg)	P (g/kg)	P (g)	Zeolita (kg)	P (g/kg)	P (g)	P (g)
M1T1	51.33	0.02	1.03	51.33	0.02	1.03	2.06
M1T2	51.33	0.02	1.03	51.33	0.02	1.03	2.06
M1T3	51.33	0.02	1.03	51.33	0.02	1.03	2.06
M1			1.03±0.0			1.03±0.0	2.06±0.00
M2T1	51.33	0.02	1.03	51.33	0.02	1.03	2.06
M2T2	51.33	0.01	1.03	51.33	0.02	1.03	2.06
M2T3	51.33	0.01	1.03	51.33	0.02	1.03	2.06
M2			1.03±0.0			1.03±0.0	2.06±0.00

Cosecha de camarón. El flujo fue de 3.03 g para el M1 y 1.92 g para el M2.

Tabla 38. Fósforo asociado a la cosecha de camarón.

	P. Húmedo (g)	P. Seco (g)	P (mg/g)	P (g)
M1T1	2119.6	468.38	7.36	3.45
M1T2	1906.3	425.56	6.87	2.92
M1T3	1752.0	371.30	7.63	2.83
M1				3.03±0.33
M2T1	1057.6	227.82	7.74	1.76
M2T2	1202.1	255.95	7.08	1.81
M2T3	1308.1	286.70	7.63	2.19
M2				1.92±0.23

Cosecha de tomate. Representó una salida en el M1 de 0.73 g y 0.89 g para el tomate grape (TG) y tomate bola (TB), respectivamente, mientras que para el M2 fue de 0.69 para el TG y 0.81 g para el TB (Tabla 39).

Tabla 39. Fósforo asociado a la cosecha de tomate.

TGM1	Materia seca (g)	P (mg/g)	P (g) M1T1	P (g) M1T2	P (g) M1T3	P (g) M1
Raíz	14.15	1.18	0.02	0.02	0.02	0.02±0.0
Tallo	92.58	2.15	0.20	0.20	0.20	0.20±0.0
Hoja	48.72	2.49	0.12	0.12	0.12	0.12±0.0
Fruto	205.42	1.90	0.39	0.39	0.39	0.39±0.0
Total			0.73	0.73	0.73	0.73±0.0
TBM1						
Raíz	23.65	1.08	0.03	0.03	0.03	0.03±0.0
Tallo	135.53	0.76	0.10	0.10	0.10	0.10±0.0
Hoja	89.96	2.54	0.23	0.23	0.23	0.23±0.0
Fruto	254.67	2.08	0.53	0.53	0.53	0.53±0.0
Total			0.89	0.89	0.89	0.89±0.0
TG+TB M1						1.62±0.0
TGM2						
Raíz	11.94	1.01	0.01	0.01	0.01	0.01±0.0
Tallo	100.83	1.53	0.15	0.15	0.15	0.15±0.0
Hoja	45.98	3.44	0.16	0.16	0.16	0.16±0.0
Fruto	143.10	2.56	0.37	0.37	0.37	0.37±0.0
Total			0.69	0.69	0.69	0.69±0.0
TBM2						
Raíz	36.97	0.94	0.03	0.03	0.03	0.03±0.0
Tallo	185.16	0.75	0.14	0.14	0.14	0.14±0.0
Hoja	84.12	2.55	0.21	0.21	0.21	0.21±0.0
Fruto	205.13	2.08	0.43	0.43	0.43	0.43±0.0
Total			0.81	0.81	0.81	0.81±0.0
TG+TB M2						1.50±0.0

Cosecha de Lechuga. Se consideró la cantidad de materia seca y la concentración de fósforo en cada tejido. La lechuga representó una salida promedio en el M1 de 0.19 g y 0.12 g para la lechuga romana (LR) y lechuga orejona (LO), respectivamente, mientras que para el M2 fue de 0.16 g de la LR y 0.05 g de la LO (Tabla 40).

Tabla 40. Fósforo asociado a la cosecha de lechuga.

		P. seco hoja	P (mg/g)	P (g)	P. Seco raíz	P (mg/g)	P (g)	P total (g)
LR	M1T1	65.83	1.89	0.12	21.12	2.44	0.05	0.18
	M1T2	78.53	3.08	0.24	24.46	2.06	0.05	0.29
	M1T3	37.88	2.39	0.09	15.38	1.63	0.03	0.12
	LR							0.19±0.09
LO	M1T1	38.03	1.83	0.07	10.89	2.19	0.02	0.09
	M1T2	64.34	2.70	0.17	13.24	3.98	0.05	0.23
	M1T3	16.13	2.13	0.03	9.35	1.36	0.01	0.05
	LO							0.12±0.09
	LR+LO							0.31±0.09
LR	M2T1	46.22	1.34	0.06	33.72	1.59	0.05	0.12
	M2T2	103.78	2.63	0.27	19.06	2.14	0.04	0.31
	M2T3	27.97	1.70	0.05	47.49	0.33	0.02	0.06
	LR							0.16±0.13
LO	M2T1	26.24	0.85	0.02	24.20	0.90	0.02	0.04
	M2T2	40.66	1.91	0.08	27.18	0.70	0.02	0.10
	M2T3	13.53	0.93	0.01	20.98	0.27	0.01	0.02
	LO							0.05±0.04
	LR+LO							0.21±0.11

Biopelícula del biofiltro y lodos orgánicos. La biopelícula representó una salida promedio de 0.89 g para el M1 y 0.54 g para el M2, mientras que los lodos fue de 2.80 g en el M1 y 3.04 g para el M2. El fósforo total asociado a estas dos fuentes fue de 3.70 y 3.58 g para el M1 y M2, respectivamente (Tabla 41).

Tabla 41. Fósforo asociado a la biopelícula del biofiltro y a los lodos orgánicos.

	Biopelícula del biofiltro			Lodos orgánicos			Total
	P. seco (g)	P (mg/g)	P (g)	P. seco(g)	P (mg/g)	P (g)	P (g)
M1T1	42.17	9.45	0.4	151.11	9.79	1.48	1.88
M1T2	66.45	8.26	0.55	200.87	10.06	2.02	2.57
M1T3	192.30	8.99	1.73	501.34	9.79	4.91	6.64
M1			0.89±0.73			2.80±1.84	3.70±2.57
M2T1	67.90	8.66	0.59	351.46	10.16	3.57	4.16
M2T2	42.75	9.53	0.41	167.75	9.36	1.57	1.98
M2T3	73.30	8.35	0.61	405.46	9.82	3.98	4.59
M2			0.54±0.11			3.04±1.29	3.58±1.40

El balance general de fósforo para el M1 y M2 se realizó obteniendo el promedio y desviación estándar de los 3 tanques (Tabla 42 y Figuras 37 y 38).

Tabla 42. Flujos de entradas y salidas de fósforo (g P/ciclo de cultivo) para el sistema de cultivo camarón-tomate-lechuga.

Entradas	M1T1	M1T2	M1T3	M1	M2T1	M2T2	M2T3	M2
Alimento	18.93	18.97	18.99	18.96±0.03	16.98	17.15	17.06	17.06±0.09
Fertilizante	0.26	0.26	0.26	0.26±0.00	0.26	0.26	0.26	0.26±0.00
Agua llenado	0.72	0.72	0.72	0.72±0.00	0.69	0.69	0.69	0.69±0.00
Agua reposición	0.78	0.61	0.70	0.70±0.07	0.77	0.58	0.67	0.67±0.10
Postlarvas	0.02	0.02	0.02	0.02±0.00	0.02	0.02	0.02	0.02±0.00
Total	20.71	20.58	20.69	20.66±0.06	18.72	18.70	18.70	18.71±0.01
Salidas								
Agua vaciado	2.46	2.38	2.46	2.43±0.05	1.71	2.40	1.75	1.95±0.39
Camarón	3.45	2.92	2.83	3.07±0.34	1.76	1.81	2.19	1.92±0.24
Tomate grape	0.73	0.73	0.73	0.73±0.00	0.69	0.69	0.69	0.69±0.00
Tomate bola	0.89	0.89	0.89	0.89±0.00	0.81	0.81	0.81	0.81±0.00
Lechuga romana	0.18	0.29	0.12	0.19±0.09	0.12	0.31	0.06	0.16±0.13
Lechuga orejona	0.09	0.23	0.05	0.12±0.09	0.04	0.10	0.02	0.05±0.04
Zeolita	2.06	2.06	2.06	2.06±0.00	2.06	2.06	2.06	2.06±0.00
Biopelícula	0.40	0.55	1.73	0.89±0.73	0.59	0.41	0.61	0.54±0.11
Lodos orgánicos	1.48	2.02	4.91	2.81±1.84	3.57	1.57	3.98	3.04±1.29
Total	11.74	12.06	15.78	13.19±2.25	11.35	10.16	12.17	11.23±1.01
Entradas-Salidas	8.97	8.52	4.91	7.47±2.22	7.37	8.54	6.53	7.48±1.01

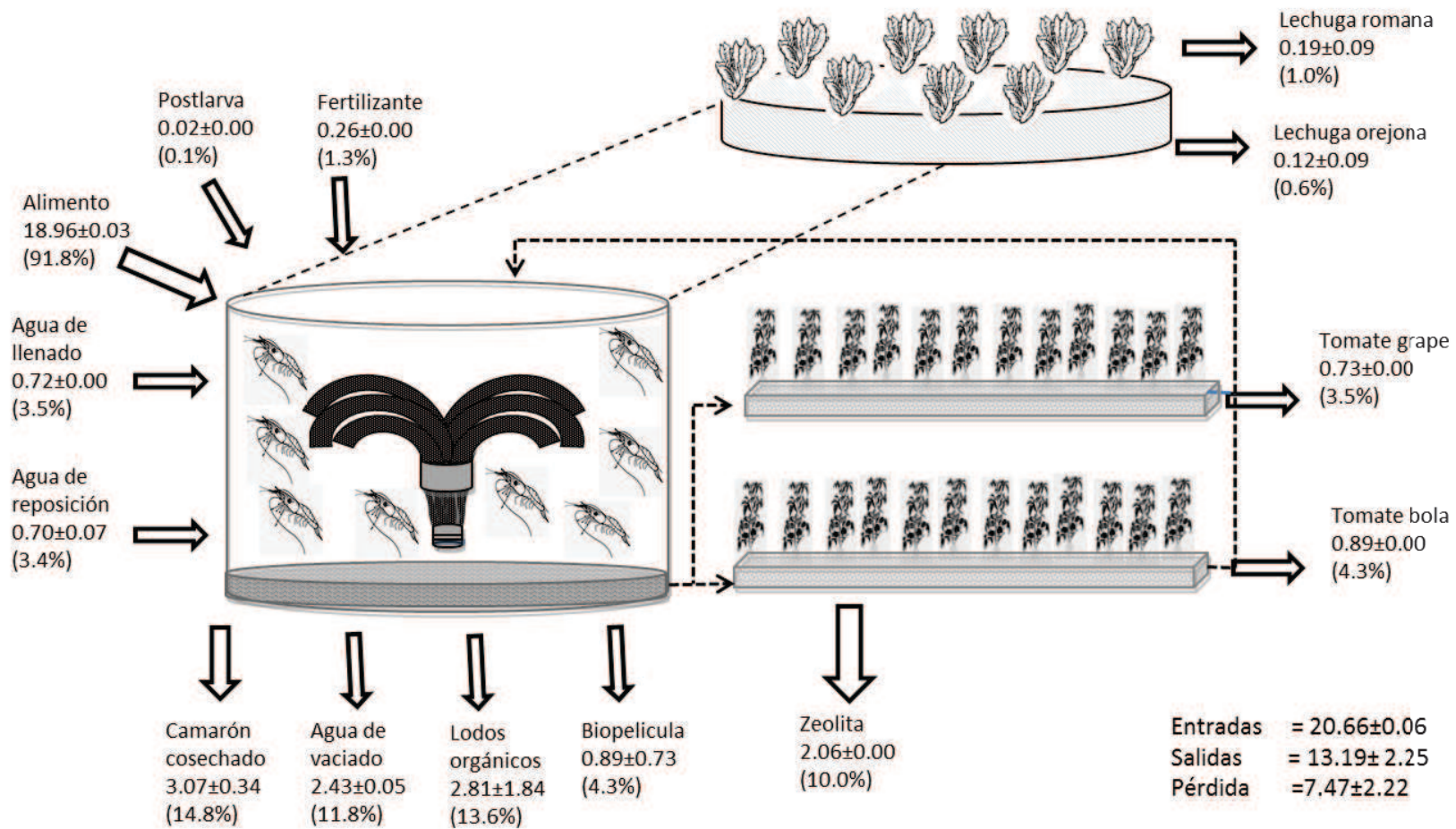


Figura 37. Balance promedio de fósforo (g P/ciclo de cultivo) en el módulo 1 (3000 μ S/cm).

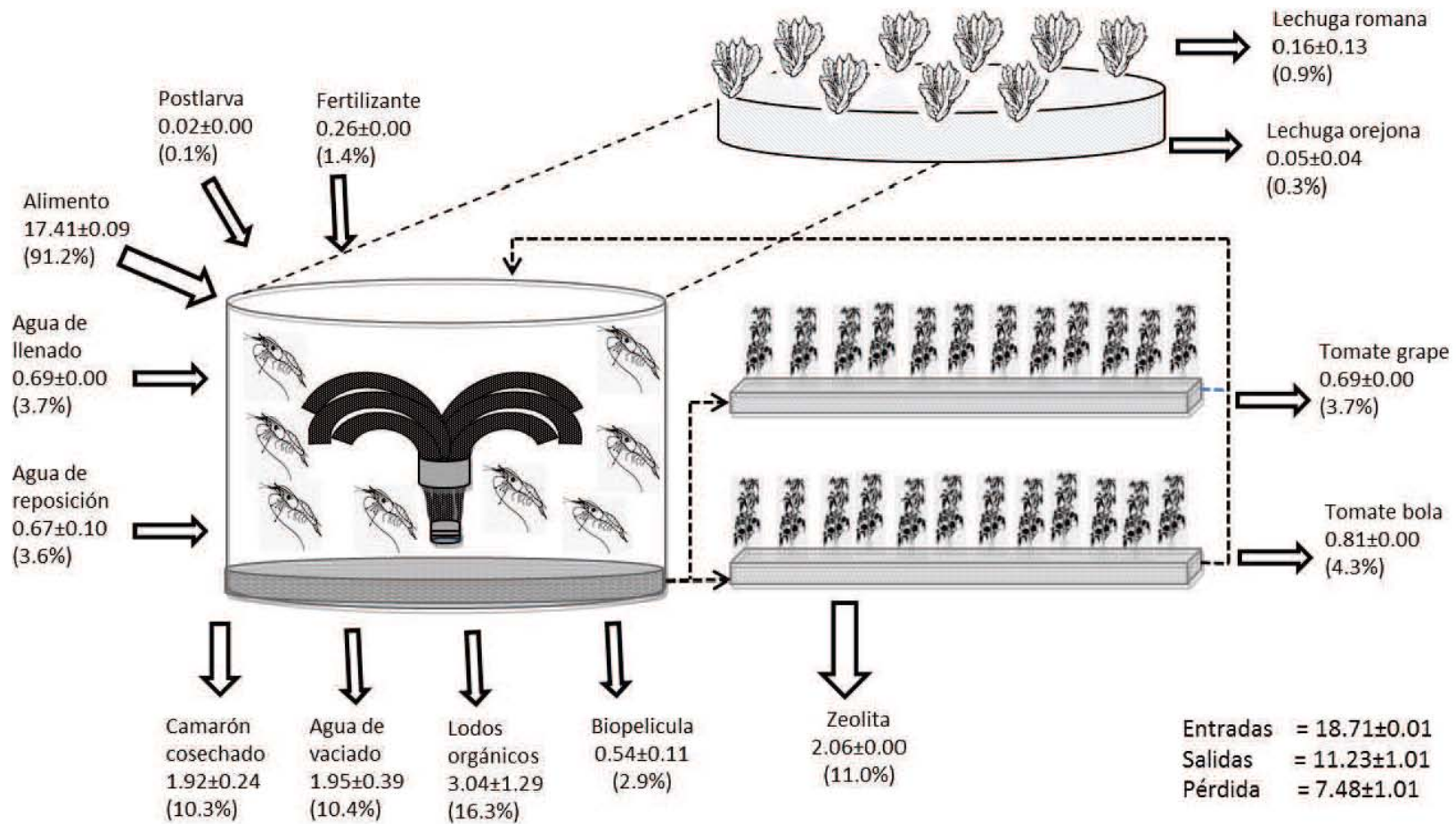


Figura 38. Balance promedio de fósforo (g P/ciclo de cultivo) en el módulo 2 (2000 μ S/cm).

El balance de nutrientes constituye un paso fundamental para comprender cuantitativamente la eficiencia en la utilización del alimento, los procesos biogeoquímicos, la calidad del agua, y la evaluación de la carga de nutrientes (Páez-Osuna *et al.*, 1997; Martín *et al.*, 1998; Páez-Osuna *et al.*, 2007). La mayoría de los estudios sobre balance de masas han encontrado que el mayor aporte de nutrientes (N y P) al sistemas ocurre a través del alimento y que la principal ruta de salida son los sedimentos del estanque.

En estanques intensivos en Tailandia se tiene que el alimento proporcionó el 78 % de N y el 51 % de P, pero sólo entre un 25 y 45 % del N y entre un 20-30 % de P fue asimilado y convertido en biomasa de camarón (Saldias *et al.*, 2002). Jackson *et al.* (2003) evaluaron el presupuesto de nitrógeno en un cultivo intensivo de camarón, encontrando que más del 90 % del N que entró al sistema fue aportado por el alimento. Dentro de los estanques, el 22 % de N fue convertido en biomasa, el 14 % permaneció en el sedimento, mientras que más del 57 % fue descargado al medio ambiente. Thakur y Lin (2003) evaluaron el presupuesto de nutrientes (N y P) en un sistema de cultivo cerrado de *P. monodon* encontrando que solo el 22.8-30.7 % del nitrógeno y el 10.5-12.8 % del fósforo total que entró al sistema fue convertido en biomasa del camarón cosechado. El porcentaje restante quedó en el sedimento (14-53 % de N y 39-67 % de P) y en el agua (14-28 % de N y 12-29 % de P). Páez-Osuna *et al.* (1997) registraron una recuperación del 35.5 % de N y 6.1 % de P como biomasa de camarón en un cultivo semi-intensivo, mientras que para estanques intensivos la recuperación como biomasa fue del 52 y 25 % de N y P, respectivamente (Páez-Osuna, 2001b). Con respecto a las salidas, la principal ruta fueron los sedimentos, donde algunas veces es removido o bien puede quedar disponible para el siguiente ciclo de cultivo (Páez-Osuna, 2001b; Páez-Osuna y Ruíz Fernández, 2005).

Al igual que los estudios anteriores en este sistema camarón-tomate-lechuga el principal aporte de nitrógeno fue a través del alimento, que contribuyó con el 98.5 y 98.3 % para el M1 y M2, respectivamente. El 28.6 y 19.3 % del nitrógeno que

entró al sistema fue recuperado como biomasa de camarón, el 10.4 y 10.8 % como biomasa de tomate, el 1.3 y 1.5 % como biomasa de lechuga, o sea un 40.3 y 31.6 % como biomasa total cosechada, mientras que la zeolita retuvo el 36.7 y 40.6 % para el M1 y M2, respectivamente. El agua de vaciado representó el 6.7 y 6.9 %, los lodos orgánicos más la biopelícula el 5.5 y 5.9 %, mientras que el 10.8 y 15.0 % que no fue contabilizado lo atribuimos al nitrógeno que se exporta a la atmósfera por volatilización del amonio y desnitrificación.

Para el caso del fósforo, la principal ruta de entrada en ambos módulos fue el alimento (91.8 y 91.2 %), seguida del agua (6.9 y 7.3 %), el fertilizante (1.3 y 1.4 %) y la postlarva (0.1 %) para el M1 y M2, respectivamente. Dentro de las salidas de fósforo en el sistema la recuperación como biomasa de camarón fue de 14.8 y 10.3 %, como biomasa de tomate 7.8 y 8.0 %, como biomasa de lechuga 1.6 y 1.2 %, o 24.2 y 19.5 % como biomasa total. Los lodos orgánicos más la biopelícula representan el 17.9 y 19.2 %, el agua de vaciado el 11.8 y 10.4 %, la zeolita el 10.0 y 11.0 %, mientras que el 36.1 y 40.0 % que representa el exceso de las entradas respecto a las salidas, se atribuye a los residuos de materiales en las paredes de los tanques y camas de tomate, pérdidas a través de los lodos no cuantificadas y errores en la metodología. Por lo tanto, en este trabajo el porcentaje de las salidas no identificadas se va a considerar como parte de los lodos orgánicos, resultando entonces que los lodos representan una salida del 54.0 y 59.2 % para el M1 y M2, respectivamente. Estos valores son comparables al 58.9 % encontrado por Brito-Solano (2010) en el cultivo integrado camarón-tomate con agua de pozo.

La pérdida ambiental de nitrógeno expresada como g N por kg de camarón en este experimento fue de 60.6 y 100.1 g N/kg, para el M1 y M2, respectivamente, los cuales son comparables a los registrados en otros cultivos (Tabla 21); sin embargo, al considerar la biomasa total (camarón-tomate-lechuga) el sistema produjo una pérdida ambiental más baja a las registradas (10.8 ± 1.7 g N/kg para el M1 y 15.3 ± 2.2 g N/kg para el M2). Con respecto a la pérdida ambiental de fósforo por tonelada de camarón y por tonelada de biomasa total el M1 registró 9.2 ± 1.0 y

1.7±0.2 g P/kg, respectivamente, mientras que en el M2 fue de 14.2±1.7 y 2.6±0.3 g P/kg, respectivamente, valores menores a las pérdidas de fósforo registradas en otros cultivos intensivos e integrados (Tabla 43).

Tabla 43. Carga ambiental de N y P en granjas de camarón para diferentes especies y sistemas de cultivo (unidades en g de nutriente/kg de biomasa cosechada).

	N (g/kg)	P (g/kg)	Referencia
Cultivos semi-intensivos			
<i>P. monodon</i>	111	50	Shahidul-Islam <i>et al</i> (2004)
<i>L. vannamei</i>	74	13	Casillas-Hernández <i>et al.</i> (2006)
<i>L. vannamei</i>	45	14	Teichert-Coddington <i>et al.</i> (2000)
<i>L. vannamei</i>	36	12	Páez-Osuna <i>et al.</i> (1997)
Cultivos intensivos			
<i>L. monodon</i>	93.4	-	Jackson <i>et al.</i> (2003)
<i>L. monodon</i>	92	41	Briggs y Funge-Smith (1994)
<i>L. monodon</i>	111	31	Robertson y Phillips (1995)
<i>L. vannamei</i>	76	23	Xia <i>et al.</i> (2004)
<i>L. monodon</i>	98	18	Thakur y Lin (2003)
<i>L. vannamei</i>	48	17	Páez-Osuna y Ruíz-Fernández (2005)
Cultivos integrados			
Camarón-tomate*	167	13.5	Brito-Solano (2010)
Camarón-tomate**	83	5.6	Brito-Solano (2010)
Camarón-tomate-lechuga*	60.6	9.2	Este estudio M1 (1.9 g/L)
Camarón-tomate-lechuga**	10.8	1.7	Este estudio M1 (1.9g/L)
Camarón-tomate-lechuga*	100.1	14.2	Este estudio M2 (1.3g/L)
Camarón-tomate-lechuga**	15.3	2.6	Este estudio M2 (1.3g/L)

* Considerando solamente la producción de camarón.

** Considerando la producción total.

9. CONCLUSIONES

Entrada= agua de los tanques de cultivo de camarón con la que se irrigó el tomate.

Salida= agua de salida de las camas de cultivo de tomate después del riego.

M1= módulo 1 (3000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ de conductividad eléctrica o 1.9 g/L de salinidad).

M2= módulo 2 (2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ de conductividad eléctrica o 1.3 g/L de salinidad).

1. Las variables de calidad del agua durante el cultivo camarón-tomate-lechuga fueron adecuadas para el cultivo de camarón, ya que la temperatura osciló de 21.1 a 35.1°C y de 21.1 a 35.0°C, el oxígeno disuelto de 2.4 a 9.1 mg/L y de 3.0 a 8.9 mg/L, el pH de 7.1 a 9.1 y de 7.0 a 9.2 para el M1 y M2, respectivamente, mientras que la conductividad eléctrica fluctuó de 2527 a 3463 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en el M1 y de 1664 a 2301 $\mu\text{S}/\text{cm}$ en el M2, valores que están dentro del intervalo donde es capaz de crecer el camarón.
2. La concentración promedio del nitrógeno inorgánico disuelto (NID) en el agua de entrada del M1 y M2 fue de 0.83 y 0.82 mg/L, respectivamente, concentraciones menores más no significativamente diferentes ($p>0.05$) de sus respectivas aguas de salida (M1, 1.04; M2, 1.08 mg/L). Esta tendencia a ser mayor en el agua de salida que en la de entrada, se debe a que la especie inorgánica dominante que fue el N-NO_3^- tuvo el mismo comportamiento, con concentraciones de 0.71 mg/L en la entrada de ambos módulos y de 1.23 y 1.28 mg/L en la salida del módulo M1 y M2, respectivamente.
3. La concentración del fósforo reactivo (P-PO_4^{3-}) se incrementó conforme el cultivo avanzaba, las aguas de retorno (M1, 0.245; M2, 0.223 mg/L) fueron significativamente menores ($p<0.05$) que sus respectivas aguas de entrada (M1, 0.348; M2, 0.342 mg/L).
4. Las concentraciones promedio de sólidos suspendidos totales, materia orgánica suspendida, N-amoniaco total, N-nitritos, N-total, P-fosfatos y P-total fueron menores en las aguas de salida que en las aguas de entrada, comportamiento contrario al N-NO_3^- y al NID. Estas diferencias revelan que las plantas de tomate mejoran la calidad del agua en el cultivo de camarón.

5. Las variables de rendimiento del cultivo de camarón (producción M1, 6.13; M2, 3.79 ton/ha) obtenidas en este cultivo son comparables a las registradas en monocultivos de tipo comercial (producción 1.3-11.1 ton/ha), no así la producción de tomate (rendimiento 8.5 y 5.7 ton/ha para el tomate grape; y 13.1 y 11.6 ton/ha para el tomate bola, en el M1 y M2, respectivamente) y lechuga (12.2 y 10.1 ton/ha para la lechuga romana y 16.6 y 8.1 ton/ha para la lechuga orejona, para los módulos M1 y M2, respectivamente), que resultaron inferiores a las logradas en cultivos hidropónicos tecnificados (25-500 ton/ha para tomate y 21-45 ton/ha para lechuga).
6. El consumo de agua por kilogramo de camarón cosechado en este estudio fue menor (M1, 3.0 y M2, 4.7 m³/kg) a los registrados para monocultivos tradicionales de camarón en México (67-113 m³). Mientras que el consumo de agua por kilogramo de biomasa total (camarón-tomate-lechuga) fue de 0.5 y 0.6 m³/kg para el M1 y M2, respectivamente, lo que indica un mejor uso del agua.
7. El balance de masas de nitrógeno indica que el principal aporte de este elemento fue a través del alimento en ambos módulos (98.5 y 98.3% M1 y M2, respectivamente), mientras que la principal salida en el M1 fue a través de la cosecha total (40.3%) y en el M2 a través de la zeolita (40.6%).
8. En el balance de masa de fósforo el alimento balanceado fue la principal fuente de entrada (91.8 y 91.2 % para el M1 y M2, respectivamente), mientras que la principal ruta de salida estuvo asociada con los lodos orgánicos (54.0 y 59.2% para el M1 y M2, respectivamente).
9. La pérdida ambiental de nitrógeno y fósforo por kilogramo de camarón cosechado en este sistema es comparable a la registrada en otros cultivos, sin embargo, al considerar la pérdida por kilogramo de los tres productos (camarón + tomate + lechuga), ésta se reduce considerablemente resultando mucho menor a lo registrado. Lo anterior confirma que en el cultivo

integrado se aprovechan mejor los nutrientes y por ende, se reduce el impacto ambiental por kilogramo de biomasa producida.

10. Los mejores resultados en las variables de rendimiento del tomate para ambas variedades se obtuvieron en el módulo irrigado con solución nutritiva, seguido por los regados con efluentes de camarón del M1 (1.9 g/L) y por último los irrigados con efluentes del M2 (1.3 g/L), sin embargo, sólo se presentaron diferencias significativas ($p < 0.05$) entre los tomates regados con la solución nutritiva y los tomates regados con el agua del M2. El resultado de los análisis de fósforo en el fruto reveló que los tomates irrigados con efluentes de camarón presentaron mayor valor nutricional de fósforo que los irrigados con solución nutritiva, en ambas variedades.
11. De manera general y a partir de los resultados obtenidos, es evidente la necesidad de continuar las investigaciones del sistema de cultivo integrado camarón-tomate-lechuga en diversas vertientes como son: (a) el análisis completo del valor nutricional de los productos generados con respecto a los controles o con respecto al camarón silvestre y al tomate y lechugas cultivadas tradicionalmente; (b) análisis microbiológico de las aguas y los productos cosechados; (c) probar distintas proporciones de camarón: tomate: lechuga con el fin de optimizar los rendimientos, particularmente los de tomate y lechuga; (d) probar distintos sustratos para el cultivo de las plantas; (e) probar distintas salinidades y composiciones de aguas dulces.

Con base en los resultados anteriormente descritos y considerando la proporción camarón: tomate: lechuga trabajada en este experimento (25:2.5:1), se concluye que el cultivo acuapónico camarón-tomate-lechuga es factible en términos de producción y manejo de recursos, ya que genera los nutrientes suficientes para producir tomate y lechuga de manera adicional, lo que implica una menor pérdida ambiental de nutrientes y un mejor aprovechamiento del agua en comparación a los monocultivos tradicionales.

10. BIBLIOGRAFÍA

- Adler, P.R., J.K. Harper, E.W. Wade, F. Takeda, and S.T. Summerfelt. (2000). Economic analysis of an aquaponic system for the integrated production of rainbow trout and plants. *International Journal of Recirculating Aquaculture* 1(1), 15-34.
- Alatorre-Jacome, O., Trejo-García, F., Soto-Zarazua, G.M., Rico-García, E. (2012). Techniques to Assess Fish Productivity in Aquaculture Farms and Small Fisheries: An Overview of Algebraic Methods. *Journal of Applied Sciences* 12 (9), 888-892.
- Allen, D., Boyd, C.E., Samocha, T.M. (2004) Acclimating Pacific White Shrimp *Litopenaeus vannamei*, to Inland, Low-Salinity Waters. Southern Regional Aquaculture Center.
- Allsopp, M., Johnston, P., Santillo, D. (2008). La industria acuícola y de engorde: Un reto de sostenibilidad. Greenpeace Internacional. Amsterdam, The Netherlands. 24 pp.
- Alonso-Rodríguez, R. y Páez-Osuna, F. (2003). Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture* 219, 317-336.
- Angulo, J.A., Mejía, A., Engel, R., (2005). Cultivo experimental de camarón blanco (*Litopenaeus vannamei*) en el valle de Mezquital, Hidalgo, *Revista Panorama Acuícola* 10, 10-15.
- APHA (American Public Health Association). (1989). Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater. Port City Press, Baltimore.
- Aragón, N. E.A., Córdova Murueta, J.H., Arámburu Adame, C.R., Trías Hernández, H.L. (1999). Precria intensiva de camarón blanco *Penaeus vannamei* (Boone, 1931) a bajas temperaturas. *Revista Investigación Marina* 20, 89-93.
- Araneda, M., Pérez, E., Gasca, E. (2008). White Shrimp *Penaeus vannamei* cultura in freshwater at three densities: Conditions state base don lenght and weight. *Aquaculture*. 283, 13-18.
- Arcos, B., Benavides, O. y Rodriguez, M. (2011). Evaluación de dos sustratos y dos dosis de fertilización en condiciones hidropónicas bajo invernadero en lechuga *Lactuca sativa* L. *Revista de Ciencias Agrícolas*. Vol. XXVIII, 95-108.
- ASERCA. (2000). Lechuga. En: *Claridades Agropecuarias* No. 69. SAGARPA, México.
- Atwood, H.L., Young, S.P. Tomaso, J.R., Browdy, C.L. (2003). Survival and growth of Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* postlarvae in low salinity and mixed-salt enviroments. *Journal of the World Acuaculture Society* 34, 518-523.
- Avnimelech, Y. (2009). *Biofloc technology: a practical guide book*. Baton Rouge: The World Aquaculture Society. 181p.

- Azad, A.K., Jensen, K.R. y Lin, C.K. (2009) Coastal aquaculture development in Bangladesh: unsustainable and sustainable experiences *Environ Manag* 44: 800-809.
- Balbi, F., Rosas, J., Velásquez, A., Cabrera, T., Maneiro, C. (2005). Aclimatación a baja salinidad de camarón marino *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) provenientes de criaderos comerciales, *Revista de Biología Marina y Oceanografía*, 40 (2), 109-115.
- Belitz, H.D., Grosch, W. (1988). *Química de los Alimentos*. Editorial Acirbia. Zaragoza, España. pp. 605-619.
- Berenguer, J. (2003). Manejo del cultivo de tomate en invernadero. En: Javier Z. Castellanos y José de Jesús Muñoz. (Eds.) *Curso Internacional de Producción de Hortalizas en Invernadero*.
- Bojórquez-Mascareño, E.I. y Soto-Jiménez, M.F. (2013). Effects of Natural Diet on Growth on White-Leg Shrimp *Litopenaeus vannamei* Under Experimental Mesocosms Emulating an Intensive Culture System. *J Aquac Res Development* 4: 163.
- Boyd, C.E. (1989). *Water Quality Management and Aeration in Shrimp Farming*. Fisheries and Allied Aquacultures Departmental Series No. 2, Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, Alabama. 481 p.
- Boyd, C.E. (1990). *Water quality in Ponds for Aquaculture*. Alabama: Alabama Agricultural Experiment Station, Auburn University, 482 p.
- Boyd, C.E. (2001). Consideraciones sobre la calidad del agua y del suelo en cultivos de camarón. En: Haws, M.C., Boyd, C.E. (eds.). *Métodos para Mejorar la Camaronicultura en Centroamérica*. Editorial- Imprenta UCA, Managua, Nicaragua, pp. 24-25.
- Boyd, C.E., Teichert-Coddington D. (1995). Dry matter, ash and elemental composition of pond culture *Penaeus vannamei* and *Penaeus stylirostris*. *Journal of the World Aquaculture Society* 26, 165-173.
- Boyd, C.E., Tucker, C.S. (1998). *Pond Aquaculture Quality Management*. Dordrecht, The Netherlands: Kluwer Academic Publishers, 720 p.
- Boyd, C.E., Thunjai, T., Boonyaratpalin, M. (2002). Dissolved salts in water for inland low-salinity shrimp culture. *Global Aquaculture Advocate*. 5:40-45.
- Bray, W.A., Lawrence, A.L., Leung-Trujillo, J.R. (1994). The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on the interaction of IHHN virus and salinity. *Aquaculture* 122, 133-146.
- Briggs, M.R.P., Funge-Smith, S.J. (1994). A nutrient budget of some intensive marine shrimp ponds in Thailand. *Aquaculture and Fisheries Management* 25, 789-811.
- Brito-Solano, K.Y. (2010). *Calidad del agua y balance de nutrientes en un sistema de cultivo acoplado de camarón (Litopenaeus vannamei) y tomate (Lycopersicon esculentum), con agua de pozo y recambio cero*. Tesis de Maestría en Ciencias. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología, Universidad Nacional Autónoma de México, 91 pp.

- Browdy, C.L., Holloway, J.D., King, C.O., Stokes, A.D., Hopkins, J.S., Sandifer, P.A., (1993). IHHN virus and intensive culture of *Penaeus vannamei*: effects of stocking density and water rates. *Journal of Crustacean Biology* 13, 87-94.
- Brown, M., Kornberg, A. (2004). Inorganic polyphosphate in the origin and survival of species. *PNAS* 101 (46), 16085-16087.
- Bückle, L.F., Barón, B., Hernández, M. (2006). Osmoregulatory capacity of the shrimp *Litopenaeus vannamei* at different temperatures and salinities, and optimal culture environmental. *Revista de Biología Tropical* 54, 745-753.
- Burford, M.A., Preston, N.P., Gilbert, P.M., Dannison, W.C. (2002) Tracing the rate of ¹⁵N- enriched feed in an intensive shrimp system. *Aquaculture* 229: 129-145.
- Burford, M.A., Thompson P.J., McIntosh R.P., Bauman R. H., Pearson D.C. (2004). The contribution of flocculated material to shrimp (*Litopenaeus vannamei*) nutrition in a high-intensity, zero-exchange system. *Aquaculture* 232, 525-537.
- Campos Montes, G.R., Montaldo, H.H., Martínez-Ortega, A., Castillo-Juárez, H. (2009). Efectos de interacción genotipo por ambiente para peso corporal a los 130 días en camarón blanco del Pacífico [*Penaeus (Litopenaeus) vannamei*]. *Veterinaria México*, 40 (3): 255-267.
- Camproduce a.c. (2009). Estudio de la infraestructura logística para la exportación del camarón blanco a algunas ciudades de Estados Unidos y Canadá. Convenio de concentración que celebran el FIRCO y CAMARONICULTORES DE SONORA, S.P.R. DE R.L., para formalizar la entrega de los apoyos del plan anual de trabajo, componente desarrollo de mercados "promercado" 2009.
- Casillas-Hernández, R., Magallón, B.F, Portillo, C.G., Páez-Osuna, F. (2006). Nutrient mass balances in semi-intensive shrimp ponds from Sonora, Mexico using two feeding strategies: trays and mechanical dispersal, *Aquacultural Engineering* 258, 289-298.
- Casillas-Hernández, R., Nolasco, S.H., García, G.T., Páez-Osuna, F. (2007). Water quality, chemical fluxes and production in semi-intensive Pacific white shrimp (*Litopenaeus vannamei*) culture ponds utilizing two different feeding strategies, *Aquacultural Engineering* 36, 105-114.
- Castille, F.L., Lawrence, A.L. (1981). The effect of salinity on the osmotic and chloride concentration in the haemolymph of euryhaline shrimp of the genus *Penaeus*. *Comparative Biochemistry and Physiology* 68A, 75-85.
- Chamarro, L.J. (2001). Anatomía y fisiología de la planta. En: *El Cultivo del Tomate*. F. Nuez. Mundi Prensa. España; 43-91.
- Chaves, P.A., Sutherland, R.M, Laird, L.M., (1999). An economic and technical evaluation of integrating hydroponics in a recirculation fish production system, *Aquaculture Economics & Management* 23, 83-91.
- Chen, J.C., Chen, S.F. (1992). Effects of nitrite on growth and molting of *Penaeus monodon* exposed to ambient ammonia. *Aquaculture*, 109: 177-185.

- Chen, J.C., Cheng, S.Y. (1995). Changes of oxyhemocyanin and protein levels in the hemolymph of *Penaeus japonicus* exposed to ambient nitrite. *Aquatic Toxicology* 33, 215-226.
- Chen, J.C., Lee, Y. (1997). Effects of nitrite on mortality, ion regulation and acid-base balance of *Macrobrachium rosenbergii* at different external chloride concentration. *Aquatic Toxicology* 39, 291-305.
- Cheng, S.Y., Chen, J.C. (2002). Joint action of elevated ambient nitrite and nitrate on hemolymph nitrogenous compounds and nitrogen excretion of tiger shrimp *Penaeus monodon*. *Comparative Biochemistry and Physiology* 131, 303-314.
- Cheng, S.Y., Tsai, S.J., Chen, J.C. (2002). Accumulation of nitrate in the tissues of *Penaeus monodon* following elevated ambient nitrate exposure after different time periods. *Aquatic Toxicology* 56, 133-146.
- Chien, Y.H. (1992). Water Quality Requirements and Management for Marine Shrimp Culture. *Water Quality Management Review*. Editor Wyban J. p 144-156.
- Cho, C., Hynes, J., Wood, K., Yoshida, H. (1994). Development of high-nutrient dense, low population diets and prediction of aquaculture wastes using biological approaches. *Aquaculture* 124, 293-305.
- Chopin, T., Bushmann, A., Halling, C., Troell, M., Kautsky, N., Neori, A., Kraemer, G., Zertuche-González, J., Yarish, C., Neefus, C. (2001). Integrated seaweed into marine aquaculture systems: a key toward sustainability. *Journal of Experimental Biology* 37, 975-986.
- Clark, T.D., Seymour, R.S. (2006). Cardiorespiratory physiology and swimming energetics of a high-energy-demand teleost, the yellowtail kingfish (*Seriola lalandi*). *Journal of Experimental Biology* 209, 3940-3951.
- Cock, J., Gitterle, T., Salazar, M., Rye, M. (2009). Breeding for disease of penaeid shrimp. *Aquaculture* 286, 1-11.
- Cohen, J.M., Samocha, T.M., Fox, J.M., Gandy, R.L., Lawrence, A.L. (2005). Characterization of water quality factors during intensive raceway production of juvenile *Litopenaeus vannamei* using limited discharge and biosecure management tools. *Aquaculture Eng.* 32, 425-442.
- Collins, A., Russell, B., Walls, A., Hoang, T. (2005). Inland prawn farming: Studies into the potential for inland marine prawn farming in Queensland. Department of primary industries and fisheries, Queensland, Australia, 79 p.
- Colt, J.E., Armstrong, D.A. (1981). Nitrogen toxicity to crustaceans, fish and molluscs. *Proceedings of the Bio-Engineering Symposium for Fish Culture*. Fish Culture Section of the American Fisheries Society (FCS Publ. 1): 34-47.
- Crab, R., Avnimelech, Y., Defoirdt, T., Bossier, P., Verstraete, W. (2007). Nitrogen removal techniques in aquaculture for a sustainable production. *Aquaculture* 270, 1-14.
- Crab, R., Defoirdt, T., Bossier, P., Verstraete, W. (2012). Biofloc technology in aquaculture: Beneficial effects and future challenges. *Aquaculture* 356, 351-356.

- Cruz, B.L. (2007). Calidad de semilla de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) por efecto de potenciales osmóticos, calcio y podas bajo condiciones de invernadero. Colegio de Postgraduados, Texcoco, Edo. De México. 177 p.
- Cruz-Suárez, L.E., León, A., Peña-Rodríguez, A., Rodríguez-Peña, G., Moll, B., Riquie-Marie, D. (2010). Shrimp/Ulva co-culture: a sustainable alternative to diminish the need for artificial feed and improve shrimp quality. *Aquaculture* 301, 64-68.
- Davis, D.A., Arnold, C.R. (1998). The design management and production of a recirculating raceway system for the production of marine shrimp, *Aquacultural Engineering* 17, 193-211.
- Davis, D.A., Saoud, I.P., McGraw, W.J., Rouse, D.B. (2002). Considerations for *Litopenaeus vannamei* reared in inland low salinity waters. En Cruz-Suárez, L.E., Riquie-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Gaxiola-Cortés, M.G. y. Simoes, N. (Eds). *Avances en Nutrición Acuícola, Memorias del VI congreso internacional de nutrición acuícola*, Cancún Quintana Roo, México.
- Davis, D.A., Saoud, I.P., Boyd, C.E., Rouse D.B. (2005). Effects of potassium, magnesium, and age on growth and survival of *Litopenaeus vannamei postlarvae* reared in inland low salinity well waters in west Alabama. *Journal of the World Aquaculture Society*. 36, 403-406.
- Decamp, O., Conquest, L., Cody, J., Foster. (2007). Effect of Shrimp stocking density on size-fractionated phytoplankton and ecological groups of ciliated protozoa within zero-water exchange shrimp culture systems. *Journal of the World Aquaculture Society* 38 (3), 395-406.
- Defilipis, C., Pariani, S., Jiménez, A., Bouzo, A. (2006). Respuesta al riego en lechuga (*Lactuca sativa* L.) cultivada en invernadero. III Jornadas de actualización de Riego y fertirriego. www.inta.gov.ar/Mendoza/Jornadas/Trabajospresentados.
- Díaz, F., Farfán, C., Sierra, E., Re, A.D. (2001). Effects of temperatura and salinity fluctuation on the ammonium excretion and osmoregulation of juveniles of *Penaeus vannamei*. *Boone. Marine Freshwater Behavior and Physiology* 34, 93-104.
- Díaz, Vargas, P., Ferrera Cerrato, R., Almaraz Suárez, J.J., Alcántar González, G. (2001). Inoculación de bacterias promotoras de crecimiento en lechuga. *TERRA Latinoamericana* 19(004). Universidad Autónoma Chapingo. México. pp 327-335.
- Diver, S. (2006). *Aquaponics - Integration of Hydroponics with Aquaculture*. ATTRA - National Sustainable Agriculture Information Service. North Carolina: 1-28.
- Erazo, E.S., Orduz. (2009). Análisis de las características físico-químicas de aguas y suelos de cultivos acuícolas intensivos y superintensivos. *Cenicauca-Colciencias*.
- Esparza-Leal, H., Ponce-Palafox, J.T., Valenzuela-Quiñones, W., Arredondo, J.L., García-Ulloa, M. (2010). Effects of density on growth and survival of juvenile

- Pacific white shrimp, *Penaeus vannamei*, reared in low-salinity well water. *Journal of the World Aquaculture Society* 41, 648-654.
- Esparza-Leal, H., Ponce-Palafox, J.T., Valenzuela-Quiñonez, W., Cabanillas, H., Arredondo, J.L. (2009). The effect of low salinity water with different ionic composition on the growth and survival of *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) in intensive culture. *Journal of Applied Aquaculture* 21, 215-227.
- FAO, (2002). Captura de carbono en los suelos para un mejor manejo de la tierra. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación. Roma, 2002. 73 p.
- FAO,(2006).http://www.fao.org/inpho_archive/content/documents/vlibrary/ae620/pfrescos/HTM.
- FAO, (2012). El estado mundial de la pesca y la acuicultura 2012. Departamento de pesca y acuicultura de la FAO. Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura. Roma, 2012. 251 pp.
- Fast, A.W., Menasveta, P., (2000). Some recent issues and innovations in marine shrimp pond culture, *Fish Science* 8, 151-233.
- Felix, J.F. (1998). Los comederos: una nueva estrategia de alimentación. *Panorama Acuícola* 3 (4), 22-23.
- Flaherty, M., Szuster, B., Miller, P. (2000). Low salinity inland shrimp farming in Thailand. *Ambio* 29, 174-179. Glenn, E. P., J. W. O'Leary, M. C. Watson, T. L., Thomas, Kuehl, R.O., 1991. *Salicornia bigelovii* Torr: An oilseed halophyte for seawater irrigation. *Science* 251, 1065-1067.
- Flores, P., Navarro, J.M., Carvajal, M., Cerda, A., Martinez. V. (2003). Tomato yield and quality as affected by nitrogen source and salinity. *Agronomie* 23, 249-56.
- Focardi, S., Corsi, I., Franchi, E. (2005). Safety issues and sustainable development of European aquaculture: new tools for environmentally sound aquaculture. *Aquacult. Int.* 13, 3-17.
- Fontúrbel, R.F. (2005). Indicadores fisicoquímicos y biológicos del proceso de eutroficación del lago Titicaca (Bolivia). *Ecología Aplicada* 4, 135-141.
- Frías-Espéricueta, M.G., Páez-Osuna, F. (2001). Toxicidad de los Compuestos del Nitrógeno en Camarones, que se encuentra en el libro *Camaronicultura y Medio Ambiente*. (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 225-242.
- Frías-Espéricueta, M.G., Harfush, M., Páez Osuna, F. (2000). Effects of Ammonia on Mortality and Feeding of Postlarvae Shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology* 65, 98-103.
- García Ulloa, M., León, C., Hernández, F., Chavéz, R. (2005). Evaluación de un sistema experimental de acuaponía. *Avances en Investigación Agropecuaria* 9(001) Universidad de Colima. México. Disponible en <http://redalyc.uaemex.mx>
- Gerardi, M. (2006). Nitrogen, Phosphorus and Sulfur Bacteria. *Wastewater Bacteria*, pp 75-117.

- Gong, H., Jiang, D.H., Lightner, D.V., Collins, C., Brock, D. (2004). A dietary modification approach to improve the osmoregulatory capacity of *Litopenaeus vannamei* cultured in the Arizona desert. *Aquaculture Nutrition* 10, 227-236.
- Gonzalez-Flores, E., Tornero-Campante, M.A., Sandoval-Castro, E., Pérez-Magaña, A., Gordillo-Martínez, A.J. (2011). Biodisponibilidad y fraccionamiento de metales pesados en suelos agrícolas enmendados con biosólidos de origen municipal. *Rev. Int. Contam. Ambie* 27 (4), 291-301.
- González, N.J.F. (2006b). Avanzan los sistemas hidropónicos en México. Hortalizas, Frutas y Flores. Editorial Agro Sín. S.A. de C.V. México D.F.:6
- González, N.J.F. (2009). La Agricultura Protegida. Horticultivos. Editorial Agro Síntesis S.A. de C.V. México, D.F. p.6.
- González-Ocampo, H.A., Morales, L.F.B., Cáceres Martínez, C., Aguirre, H.R., Hernández Vázquez, S., Troyo, D.E., Ortega Rubio, A. (2006). Shrimp aquaculture environmental diagnosis in the semiarid coastal zone in Mexico. *Fresen. Environ. Bull.* 15, 659-669.
- Graber, A., Junge, R. (2009). Aquaponic Systems: Nutrients recycling from fish wastewater by vegetable production. *Desalination* 246, 147-156.
- Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Kremling, K. (1983). *Methods of Seawater Analysis. Second, Revised and Extended Edition.* Deerfield Beach, Florida: Verlag Chemie; 419 p.
- Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Krembling, K. (1990). *Methods of Seawater Analysis. Edit. Verlag Chemie, 419 pp.*
- Gregor, J., Marsálek, B. (2004). Freshwater Phytoplankton Quantification by chlorophyll *a*: A comparative study of *in vitro*, *in vivo* and *in situ* Methods. *Water Res* 38, 517-522.
- Gross, A., Abutbul, S., Zilberg, D. (2004). Acute and Chronic Effects of Nitrite on White Shrimp, *Litopenaeus vannamei*, Culture in Low-Salinity Brackish Water. *Journal of the World Aquaculture Society* 35 (3).
- Guerrero-Olazarán, E., Cab Barrera, E.L., Galán Wong, L.J., Viader Salvadó, J.M. (2004). Biotecnología de proteínas recombinantes para la aplicación en acuicultura. *En: Cruz Suárez, L.E., Ricque Marie, D., Nieto López, M.G., Villarreal, D., Scholz, U., González, M. (eds.). Avances en Nutrición Acuícola VII. Memorias del VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Hermosillo, Sonora. México. 16-19 Noviembre, 2004. pp. 245- 258.*
- Guil-Guerrero, J.L., Reboloso-Fuentes, M.M. (2009). Nutrient composition and antioxidant activity of eight tomato (*Lycopersicon esculentum*) varieties. *Journal of Food Composition and Analysis* 22, 123-129.
- Hargreaves, J.A. (1998). Nitrogen biochemistry of aquaculture ponds (a review) *Aquaculture* 166: 181-212.
- Hargreaves, J.A. (2006) Photosynthetic suspended-growth systems in aquaculture. *Aquaculture Engineering* 34, 344-363.

- Hart, F.L., Fisher, H.D. (1991). Análisis Moderno de los Alimentos. Editorial Acribia. Zaragoza, España. pp. 15, 22, 32,33.
- Hernández-Suárez, M., Rodríguez, R.E.M., Díaz, R. C. (2007). Mineral trace element concentrations in cultivars of tomatoes. *Food Chemistry* 104, 489-499.
- Hopkins, J.S., Hamilton, R.D., Sandinifer, P.A., Stokes, A.D., Browdy, C.L. (1993). Effect of water exchange rate on the production, water quality, effluent characteristics and nitrogen budgets in intensive shrimp ponds. *Journal of the World Aquaculture Society* 24, 304-320.
- Hopkins, J.S., Sandinifer, P.A., Stokes, A.D., Browdy, C.L. (1991). The effect of minimal water exchange on the water quality and production of intensive marine shrimp ponds, p. 33. In Bok abstracts, Aquaculture '91, World Aquaculture Society, Baton, Rouge, USA.
- Hopkins, J.S., Sandinifer, P.A., Browdy, C.L. (1995). A review of water management regimes which abate the environmental impacts of shrimp farming: In Browdy, C.L., and Hopkins, J.S., editors. *Swimming through troubled water, Proceedings of the special session on shrimp farming*, World Aquaculture Society, Baton Rouge, USA. pp. 157-166.
- INEGI(2012).<http://cuentame.inegi.org.mx/monografias/informacion/sin/territorio/clima.aspx?tema=me>
- Iwama, G.K. (1991). Interactions between aquaculture and the environmental. *Critical Reviews in Environmental Control*, 21(2):177-216.
- Jackson, C.J., Preston N., Burford, M.A., Thompson, P.J. (2003). Managing the development of sustainable shrimp farming in Australia: the role of sedimentation ponds in treatment of farm discharge water. *Aquaculture* 226, 23-34.
- Jackson, C., Preston, N., Thompson, P.J. Burford, M. (2003). Nitrogen budget and effluent nitrogen components at an intensive shrimp farm. *Aquaculture* 218, 397-411.
- Jiang, D., Lawrence, A.L., Neill, W.H., Gong, H. (2000). Effects of temperatura and salinity on nitrogenous excretion by *Litopenaeus vannamei* juveniles. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 253, 193-209.
- Jiménez-Cabrera, R., Guerra-Aznay, M. (2011). Optimización del procedimiento del cálculo del alimento en estanques de engorde para la eficiencia del cultivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* en Cuba. *REDVET. Revista Electrónica de Veterinaria* 12 (4), 1-10.
- Jones, J.B., Wolf, B., Mills, H.A. (1991). *Plant Analysis Handbook*. Micro-Macro Publishing. Athens, GA.
- Jory, D. (2002). Inland shrimp culture with zero water exchange ponds. *Aquaculture Magazine* 28, 74-77.
- Jory, D., Cabrera, T. (2003). Marine Shrimp. *En: Lucas, J., Southgate, P. (eds.). Aquaculture: Farming Aquatic Animals and Plants*. Wiley- Blackwell, NY., USA. pp. 382-419.

- Kinne, O. (1970). *Marine Ecology, Vol. I. Environmental Factors*. John Wiley and Sons. New Cork. 681 p.
- Kuhn, D.D., Smith, S.A., Boardman, G.D., Angier, M.W., Marsh, L., Flick, G.J. (2010). Chronic toxicity of nitrate to Pacific White shrimp, *Litopenaeus vannamei*: Impacts on survival, growth, antennae length, and pathology. *Aquaculture* 309, 109-114.
- Lal, R., Kimble, J.M., Follet, R.F., Stewart, B.A. (1998). Soil processes and the carbón cycle. *Adv in Soil Science*, CRC Press 609 pp.
- Laramore, Susan. (2001). Effect of Low Salinity on Growth and Survival of Postlarvae and Juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Journal of the World Aquaculture Society* 32 (4), 385-392.
- Lee, R., Escobar, H. (2000). Manual de producción de lechuga lisa bajo invernadero.
- Lezama Cervantes, C., Paniagua Michel, J.J., Zamora Castro, J. (2010). Biorremediación de los efluentes de cultivo del camarón *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) utilizando tapetes microbianos en un sistema de recirculación. *Lat. Am. J. Aquat. Res.*, 38 (1): 129-142
- Lin, Y.C., Chen, J.C. (2003). Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture*. 224, 193-201.
- Losordo, T.M. (1991). Engineering considerations in closed recirculating systems, *Aquaculture systems engineering. Proceedings of the World Aquaculture Society of Agricultural Engineers jointly Sponsored Session*, San Juan, Puerto Rico, pp.58-69.
- Losordo, T.M. (1998). Recirculating aquaculture tank production systems: an overview of critical considerations, Southern Regional Aquaculture Center, n° 451, pp.1-6.
- Luo, G.Z., Avnimelech, Y., Pan, Y.F., Tan, H.X. (2013). Inorganic nitrogen dynamics in sequencing batch reactors using biofloc technology to treat aquaculture sludge. *Aquacultural Engineering* 52, 73-79.
- Magán, J.J., Casas, E., Gallardo, M., Thompson, R.B., Lorenzo, P. (2005). Uptake concentrations of a tomato crop in different salinity conditions. *Acta Horticulturae* 697, 365-369.
- Magán, J.J., Gallardo, M., Thompson, R.B., Lorenzo, P. (2008). Effects of salinity on fruit yield and quality of tomato grown in soil-less culture in greenhouse in Mediterranean climatic conditions. *Agricultural Water Management* 95, 1042-1055.
- Malcolm, J. (2005). Backyard aquaponics. A guide to building an aquaponic system. Joel Malcolm, Western Australia.
- Mariscal-Lagarda, M.M., Páez-Osuna, F., Esquer-Méndez, J.L., Guerrero-Monroy, I., Romo del Vivar, A., Félix-Gastelum, R. (2012). Integrated culture of White shrimp (*Litopenaeus vannamei*) and tomato (*Lycopersicon esculentum* Mill) with low salinity groundwater: management and production. *Aquaculture* 366, 76-84.

- Maroto, B.J. (1989). Horticultura (Herbacea especial). Ediciones Mundiprensa. Madrid, España 566 p.
- Martín, J.L.M., Veran, Y., Guelorget, O., Pham, D. (1998). Shrimp rearing: stoking density, growth, impact on sediment, waste output and their relationships studied through the nitrogen budget in rearing ponds. *Aquaculture* (164): 135-149.
- Martínez-Córdova L.R., Enriquez-Ocaña F. (2007). Study of the benthic fauna in a discharge lagoon of a shrimp farm with special emphasis on polychaeta. *J. Biol. Sci.* 7, 12-17.
- Martínez-Córdova L.R., Martínez-Porchas, M. (2006). Polyculture of the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, giant oyster, *Crassostrea gigas*, and black clam, *Chione fluctifraga* in ponds in Sonora, Mexico. *Aquaculture* 258, 321-326.
- Martínez-Córdova, L.R., Martínez-Porchas, M., Cortés-Jacinto, E. (2009). Camaronicultura Mexicana y mundial: ¿Actividad sustentable o industria contaminante? *Revista Internacional de Contaminación Ambiental* 25, 181-196.
- Martínez-Córdova, L.R., López-Elías, J.A., Martínez-Porchas, M., Bernal-Jaspeado, T. y Miranda-Baeza, A. (2011). Studies on the bioremediation capacity of the adult black clam, *Chione fluctifraga*, of shrimp culture effluents. *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 46, 105-113.
- Martínez-Córdova, L.R., Martínez Porchas, M., López Elías, J.A., Campaña Torres, A., Miranda Baeza, A., Ballester, E., Porchas Cornejo, M.A. (2010). Alimento natural en Acuicultura: una revisión actualizada. En: Cruz-Suarez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López, M.G., Villarreal-Cavazos, D. A., Gamboa-Delgado, J. (Eds), *Avances en Nutrición Acuícola X - Memorias del X Simposio Internacional de Nutrición Acuícola*. San Nicolás de los Garza, N. L., México. ISBN 978-607-433-546-0.
- Masser, M. (2002). *Hydroponics integration with aquaculture*. First Ed. Alabama: 23 p.
- Masser, M.P., Rakocy, J., Losordo, T.M. (1999). Recirculating aquaculture tank production systems: management of recirculating systems, Southern Regional Aquaculture Center, nº 452, pp.1-11.
- McGraw, J.W., Davis, D.A., Teichert-Coddington, D., Rouse, D.B. (2002). Acclimation of *Litopenaeus vannamei* postlarvae to low salinity: influence of age, salinity endpoint, and rate of salinity reduction. *Journal of the World Aquaculture Society* 33, 78-84.
- McGraw, W.J., Scarpa, J. (2004). Mortality of freshwater acclimated *Litopenaeus vannamei* associated with acclimation rate, habituation period, and ionic challenge. *Aquaculture* 236, 285-296.
- McIntosh, D., Fitzsimmons, K. (2003). Characterization of effluent from an inland, low-salinity shrimp farm: what contribution could this water make if used for irrigation. *Aquaculture engineering* 27, 147-156.

- McMurtry, M.R., Sanders, D.C. y Hodson, R.G. (1997). Effects of biofilter culture tank volume ratios on productivity of a recirculating fishvegetable co-culture system. *Journal of Applied Aquaculture* 7(4), 33-51.
- Mendoza-Herrera, M.L. (2005). Composición nutricional, características sensoriales y vida de anaquel del tomate (*Lycopersicum esculentum*) cultivado en sustratos orgánico, hidropónico y convencional. Tesis de licenciatura (Nutricionista). Universidad de San Carlos de Guatemala. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. 82 pp.
- Metcalf y Eddi. (1997). Ingeniería de aguas residuales, tratamiento, vertido y reutilización, Ed. McGraw Hill, tercera edición, México, D.F., 1423 p
- Miranda, F.R., Lima, R.N., Crisóstomo, L.A., Santana, M.G.S. (2008). Reuse of inland low-salinity shrimp farm effluent for melon irrigation. *Aquacultural Engineering* 39, 1-5.
- Molina, C., Orellana, P. (2001). Efecto de la salinidad y la relación proteína/energía en el rendimiento de *Litopenaeus vannamei*. *Panorama Acuícola* 65, 53-55.
- Montemayor-Leal, J., Mendoza, A., Aguilera, G.C., Rodríguez, A.G. (2005). Moléculas sintéticas y extractos animales y vegetales como atractantes alimenticios para el camarón blanco *Litopenaeus vannamei*. *Revista Aquatic* 22, 1-10.
- Moreira, S.D., Medeiros, S.S., Pereira, L.L.F., Romano, L.A., Wasielesky, W. y Cupertino, B.E.L. (2011). The use of probiotic during the nursery rearing of the pink shrimp *Farfantepenaeus brasiliensis* (Latreille, 1817) in a zero Exchange system. *Aquaculture Research*. 1-10.
- Moss, M.S, Arce, M.S., Argue, J.B., Ootoshi, A.C., Calderon, O.R.F., Tacon, J.G.A. (2001). Greening of the blue revolution: efforts toward environmentally responsible shrimp culture, Proceedings of the special session on sustainable shrimp culture, Baton Rouge, USA., 1-19 p.
- Moss, M.S. (2002). Marine shrimp farming in the western hemisphere: Past problems, presents solutions and future visions. *Fisheries Science* 10, 1-20.
- Muangkeow, B., Ikejima K., Powtongsook S., Yi, Y. (2007). Effects of white srimp, *Litopenaeus vannamei* (Boone), and Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L., stocking density on growth nutrient conversion rate and economic return in integrated closed recirculation system. *Aquaculture* 269, 363-376.
- Muñoz. (2005). Comunicación personal.
- Naylor, R., Goldburg, R.J.H., Primavera, J.H., Kautsky, N., Beveridge, M.C.M., Clay, J., Folke, C., Lubchenco, J., Mooney, H., Troell, M. (2000). Effect of aquaculture on world fish supplies. *Nature* 405, 1017-1024.
- Nelson, R.L. (2007). Acuaponía. Nelson/Pade Multimedia. Montillo, WI. USA.
- Nelson, R.L. (2008). Aquaponics food production. Raising fish and profit. Nelson and Pade, Inc. First Edition. Virgen Islands.
- Neori, A., Shpigel, M. y Ben-Ezra, D. (2000). A sustainable integrated system for culture of fish, seaweed and abalone. *Aquaculture* 186, 279-291.

- Neori, A., Troell, M., Chopin, T., Yarish, C., Critchley, A., Buschmann A.H. (2007). The need for a balanced ecosystem approach to blue revolution aquaculture. *Environment* 49, 37-43.
- Nunes, A.J.P., Velásquez, L.C. (2001). Low-salinity, inland shrimp culture in Brazil and Ecuador: economic, disease issues move farms away from coasts. *Aquacult. Adv.* 4(3), 62-64.
- Nuño Moreno, Raúl. (2007). Manual de producción de tomate rojo bajo condiciones de invernadero para el valle de Mexicali, Baja California.
- Ojo de Agua. (2007). Estrés salino y comparación de dos sistemas de producción sobre el rendimiento de tomate (*Lycopersicon esculentum* Mill) cultivado en invernadero. Colegio de postgraduados. Estado de México. 105 p.
- Olguín, E.J., Hernández, M.E. y Sánchez Galván, G. (2007). Contaminación de manglares por hidrocarburos y estrategias de biorremediación, fitorremediación y restauración. *Rev. Int. Cont. Ambiental* 23, 139-154.
- Osborne, D.R., Voogt, P. (1986). Análisis de los Nutrientes de los Alimentos. Edit. Acribia. Zaragoza, España. pp. 5, 7, 91.
- Páez-Osuna, F. (2001a). The environmental impact of shrimp aquaculture: causes, effects, and mitigating alternatives. *Environmental Management* 28, 131-140.
- Páez-Osuna, F. (2001b). Camaronicultura y Medio Ambiente, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448 p.
- Páez-Osuna, F., Gracia-Gasca, A., Flores-Verdugo, F., Lyle-Fritch, M.L., Alonso-Rodríguez, R., Roque, A., Ruiz-Fernández, A.C. (2003). Shrimp aquaculture development and the environment in the Gulf of California ecoregion. *Marine Pollution Bulletin* 46: 806-815.
- Páez-Osuna, F., Ramírez Reséndiz, G., Ruiz Fernández. A.C., Soto Martínez, M.F. (2007). La Contaminación por Nitrógeno y Fósforo en Sinaloa: Flujos, Fuentes, Efectos y Opciones de manejo. In: La Serie las Lagunas Costeras de Sinaloa. UNAM, El Colegio de Sinaloa. (Páez-Osuna, F., Ed.). México, D.F. 304 pp.
- Páez-Osuna, F., Ruíz Fernández, A.C. (2001). La Calidad del Agua en la Camaronicultura: Conceptos, Manejo y Normatividad en el libro Camaronicultura y Medio Ambiente, (Editor). UNAM y El Colegio de Sinaloa, México. 448 p.
- Páez-Osuna, F., Ruiz-Fernández, A.C. (2005). Environmental load of nitrogen and phosphorus from extensive, semi-intensive, and intensive shrimp farms in the Gulf of California ecoregion, *Environment Contamination and Toxicology*, 74:681-688.
- Páez-Osuna, F., Guerrero-Galván, S.R., Ruiz-Fernández, A.C., Espinoza-Angulo, R. (1997). Fluxes and mass balances of nutrients in a semi-intensive shrimp farm in north-western Mexico, *Marine Pollution Bulletin*, vol. 34, pp. 290-297.
- Panikkar, N.K. (1968). Osmotic behaviour of shrimp and prawns in relation to their biology and culture. *FAO Fisheries Report* 57, 527-538.
- Pardo, S., Suárez, H., Soriano, E. (2006). Tratamiento de efluentes: Una vía para la acuicultura responsable. *Revista MVZ-Córdoba* 11,20- 29.

- Parker, R. (2002). Aquaculture science. Second edition. Delmar. Albany, N.Y. USA.
- Parsons, T.R., Maita, Y., Lally, C.M. (1984). A Manual of Chemical and Biological Methods for Seawater Analysis. Oxford: Pergamon, 173 p.
- Pequeux, A. (1995). Osmotic regulation in crustaceans. *Journal Crustacean Biology* 15, 1-6.
- Pillips, M.J. (1994). Aquaculture and the environment-striking a balance. In: Proceedings of Inforfish Aquatech 94, 24-31 August 1994, Colombo, Sri Lanka.
- Ponce-Palafox, J., Martínez-Palacios, C.A., Ross, L.G. (1997). The effects of salinity and temperatura on the growth and survival rates of juvenile White shrimp, *Penaeus vannamei*, Boone, 1931. *Acuaculture* 157, 107-115.
- Ponce-Palafox, J., Febrero, I., González, R., Romero, O., Estrada, O. (2005). Perspectivas de la *Lemna sp.* para la alimentación de peces. *Revista Electrónica de Veterinaria* 6, 1-6.
- Ponce-Palafox, J.T., Romero Cruz, O., Castillo Vargasmachuca, S., Arteaga Nochebuena, P., Ulloa-García, M., González Sala, R., Febrero Toussaint, I., Esparza Leal, H. (2006). El desarrollo sostenible de la acuicultura en América Latina. *REDVET Revista electrónica de Veterinaria* 7(7), pp 1-16.
- Rakocy, J. (2005). Questions and Answers Aquaponics Journal. Número 39:10-12, cuarto trimestre.
- Rakocy, J. (2007). Ten guidelines for aquaponics systems. *Aquaponics Journal*. Número 46: 14-17. Tercer trimestre.
- Rakocy, J., Masser, M.P., Losordo, T.M. (2006). Recirculating aquaculture tank production systems: aquaponics - integrating fish and plant culture. Southern Regional Aquaculture Center. SRAC Publication No. 454.
- Rakocy, J.E., Hargreaves, J.A. (1993). Integration of vegetable hydroponics with fish culture: a review. In: Wang, J.K. (Ed.), *Techniques for Modern Aquaculture*. American Society of Agricultural Engineers, St. Joseph, MI, USA, pp. 112-136.
- Rakocy, J.E., Losordo, T.M., Masser, M.P. (1992), Recirculating aquaculture tank production systems: integrating fish and plant culture, Southern Regional Aquaculture Center, n° 452, pp.1-6.
- Ramírez-Arrebató, M.A., Rodríguez, A.T., Alfonso, J.A., Aarzoc, J., Vázquez, Y., Alfonso-Henández, L., Peniche-Covas, C. (2010). Composición química y elementos trazas en subproductos de exoesqueletos de langosta *Panulirus argus* con posible uso agrícola. *Revista CENIC. Cincias Químicas* 41, 99-104.
- Ramírez, D., Sabogal, D., Jiménez, P., Hurtado, H. (2008). La acuaponía una alternativa orientada al desarrollo sostenible. *Revista facultad de ciencias básicas*. Vol. 4. Universidad Militar de Nueva Granada.
- Ramírez, D., Sabogal, D., Gómez, R.E., Rodríguez, C.D., Hurtado, G.H. (2009). Montaje y evaluación preliminar de un sistema acuapónico Goldfish-Lechuga. *Revista Facultad de Ciencias Básicas* 5, 154-170. Universidad Militar de Nueva Granada

- Rana, S., Bag, S.K., Golder, D., Mukherjee, S., Pradhan, C., Jana, B.B. (2011). Reclamation of municipal domestic wastewater by aquaponics of tomato plants. *Ecological Engineering*. 37, 981-988
- Reid, B., Arnold, C.R. (1992). The intensive culture of the penaeid shrimp *Penaeus vannamei* Boone in a recirculating raceway system. *Journal of the World Aquaculture Society* 23, 146-153.
- Resh, H.M. (2001). *Hydroponic Food Production*. Woodbridge Press Publishing Company. Santa Bárbara, CA 93012.
- Rodríguez-Valencia, J.A., Crespo, D., López-Camacho, M. (2010). La camaronicultura y la sustentabilidad del Golfo de California. 13 p.
- Roosta, H.R., Hamidpour M. (2011). Effects of foliar application of some macro- and micro-nutrients on tomato plants in aquaponic and hydroponic systems. *Scientia Horticulturae*. 129, 396-402.
- Rosalez-Hoz, M.T.L. (1980). *Manual de Laboratorio de Oceanografía Química*. UNAM. Centro de Ciencias del Mar y Limnología, México, D.F.
- Rosas, C., Cuzon, G., Gaxiola, G., Pascual, C., Taboada, G., Arena, L., Wormhoudt, A.W. (2002). An energetic and conceptual model of the physiological role of dietary carbohydrates and salinity on *Litopenaeus vannamei* juveniles. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 268, 47-67.
- Ross, L.G., Martínez-Palacios, C.A. y Morales, E.J. (2008). Developing native fish species for aquaculture: the interacting demands of biodiversity, sustainable aquaculture and livelihoods. *Aquac. Res.* 39, 675-683.
- Roy, L.A., Davis, D.A., Whitis, G.N. (2009a). Pond-to-pond variability in postlarval shrimp, *Litopenaeus vannamei*, survival and growth in inland low salinity waters of west Alabama. *Acuaculture Research* 40. 1823-1829.
- Roy, L.A., Davis, D.A., Saoud, I.P., Boyd, C.A., Pine, H.J. y Boyd, C.E. (2010). Shrimp culture in inland low salinity waters. *Reviews in Aquaculture* 2, 191-208.
- Roy, L., Davis, A. (2010). Requirements for the culture of the Pacific white shrimp *Litopenaus vannamei*, reared in low salinity waters: water modification and nutritional strategies for improving production. En: Cruz-Suarez, L.E., Ricque-Marie, D., Tapia-Salazar, M., Nieto-López, M.G., Villarreal-Cavazos, D. A., Gamboa-Delgado, J. (Eds), *Avances en Nutrición Acuícola X. Memorias del X Simposio Internacional de Nutrición Acuícola*. San Nicolás de los Garza, N. L., México. ISBN en trámite. Universidad Autónoma de Nuevo León, Monterrey, México, pp. 61-78.
- Ryder, R.J. (1979). *Leafy salad vegetables*. AVI Publisging Co., wesport.
- Ricker, W.E. (1975). Computation and interpretation of biological statistics of fish population *Bull. Fisheries Res. Board Can.* 191, 382.
- Robert, M. (1996). Aluminum toxicity a major stress for microbes in the environment. In Huang, P.M. et al., eds. *Environmental Impacts*. Vol. 2, Soil component interactions. CRC press. p 227-242.

- SAGARPA. (2012). Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2011. Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca. México. 311 pp.
- Salame, M. (1993). Feeding Trays in Penaeid Shrimp Ponds. *Magazine* 19 (4), 59-63.
- Saldias, C., Sonnenholzner, S., Massaut, L. (2002). Balance de Nitrógeno y Fósforo en Estanques de Producción de Camarón en Ecuador. *El mundo acuícola* 8(1). Distribuciones del CENAIM durante el VI Congreso Ecuatoriano de Acuicultura.
- Samocha, T.M., Hamper, L., Emberson C.R., Davis, A.D., McIntosh, D., Lawrence, A.L., Van Wyk, P.M. (2002). Review of some recent developments in sustainable shrimp farming practices in Texas, Arizona and Florida. *Journal of Applied Aquaculture* 12, 1-42.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Collins, C.R., Emberson, C.R., Harvin, J.L., Van Wyk, P.M. (2001). Development of integrated, environmentally sound, inland shrimp production technologies for *Litopenaeus vannamei*, pp. 64-75. In: *The New Wave Proceedings of the Special Session on Sustainable Shrimp Farming*. (Browdy, C.L. and Jory, D.E., eds.), Baton Rouge, USA.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Pooser, D. (1998). Growth and survival of juvenile *Penaeus vannamei* in low salinity water in a semi-closed recirculating system. *The Israeli Journal of Aquaculture* 50, 55-59.
- Samocha, T.M., Lawrence, A.L., Collins, C.A., Castille, F.L., Bray, W.A., Davies, C.J., Lee, P.G., Wood, G.F. (2004). Production of the pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, in high density greenhouse enclosed raceways using low salinity groundwater. *Journal of Applied Aquaculture* 15, 1-19.
- Samperio-Ruíz, G. (1999). *Hidroponía básica*, ed. DIANA, México, D.F., 153 p.
- Samperio-Ruíz, G. (2000). *Hidroponía comercial*. Ed. DIANA, México, D.F. 157 p.
- Sánchez, C.F. (1997). Valoración de características para la formación de un arquetipo de jitomate apto para un ambiente no restrictivo. Tesis de Doctorado. Instituto de Recursos Genéticos y Productividad. Colegio de Postgraduados. Montecillos, México. 189p.
- Sánchez, C.F., Ortiz, C.J., Mendoza, M.C.C., González, V.A.H., Colinas, M.T.L. (1999). Características morfológicas asociadas con un arquetipo de jitomate para un ambiente no restrictivo. *Rev. Agrociencia* 33, 22-29.
- Sánchez, T.M. (2010). Evaluación de la calidad de lechuga (*Lactuca sativa* L.) respecto a su contenido de nitratos y materia seca. *Revista de la facultad de Agronomía. UNLPam. Vol. No. 21*.
- Saoud, I.P., Davis, D.A., Rouse, D.B. (2003). Suitability studies of inland well waters for *Litopenaeus vannamei* culture. *Aquaculture*. 217: 373-383.
- Schuur, A.M. (2003). Evaluation of biosecurity applications for intensive shrimp farming. *Aquacultural Engineering* 28, 3-19.
- Seo, M.W., Yang, D.S., Kays, S.J., Kim, J.H., Wo, J.H., Park, K.W. (2009). Effects of nutrient solution electrical conductivity and sulfur, magnesium and

- phosphorus concentration on sesquiterpene lactones in hydroponically grown lettuce (*Lactuca sativa* L.). *Scientia Horticulturae* 122, 369-374.
- Serfling, S.A. (2006). Microbial flocs: natural treatment method supports fresh water, marine species in recirculating systems. *Global Aquaculture Advocate* 9, 34-36.
- Servicio Nacional de Aprendizaje SENA-Programa Nacional de Acuicultura. (2007). Coordinación del Grupo de Innovación y Desarrollo Tecnológico. Bogotá. Colombia. Consultado en la red mundial: www.sena.edu.co. Abril 2009.
- Shi, Y., Zhang, G., Liu, J., Zhu, Y., Xu, J. 2011. Performance of a constructed wetland in treating brackish wastewater from commercial recirculating and super-intensive shrimp growout systems. *Bioresources Technology* 102, 9416-9424.
- Shpigel M., Neori A. (1996). Bioremediation potential of the macroalga *Gracilaria lemaneiformis* (Rhodophyta) integrated into fed fish culture in coastal waters of north China. *Aquacult. Eng.* 15, 313-326.
- SIAP, (2013). Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera. [Siap.gob.mx](http://siap.gob.mx) Gobierno Federal, SAGARPA. <http://www.siap.gob.mx/index.php> (Marzo, 2013).
- Sikawa, D.C., Yakupitiyage, A. (2010). The hydroponic production of lettuce (*Lactuca sativa* L.) by using hybrid catfish (*Clarias macrocephalus* x *C. gariepinus*) pond water: Potential and constraints. *Agricultural Water Management* 97, 1317-1325.
- Solórzano, L. (1969). Determination of the ammonia in natural waters by phenol-hypoclorite method. *Limnology and Oceanography* 14, 798-801.
- Sowers, A.D., Tomasso, J.R. (2006). Production Characteristics of *Litopenaeus vannamei* in Low-salinity Water Augmented with Mixed Salts. *Journal of the World Aquaculture Society*. Vol. 37, No. 2, 214-217.
- Sowers, A.D., Young, S.P., Isely, J.J., Browdy, C.L., Tomasso, J.R. (2004). Nitrite Toxicity to *Litopenaeus vannamei* in Water Containing Low Concentrations of Sea Salt or Mixed Salts. *Journal of the World Aquaculture Society*, Vol.35, No. 4, p. 445-451.
- Steta, M. (2004). Perspectivas de la producción de hortalizas en invernadero en México. IV Foro de expectativas del sector agroalimentario y pesquero 2004. SAGARPA. México, DF 30 de abril 2004.
- Stewart, N.T., Boardman, G.D., Helfrich, L.A. (2006) Characterization of nutrient leaching rates from settled rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*) sludge. *Aquacult. Eng.* 35, 166-178.
- Strickland, J.D.H., Parsons, T.R. (1972). A practical Handbook of Seawater Analysis. Fisheries Research Board of Canada, 2nd. Edition. Ottawa.
- Stumm, W., Morgan, J.J. (1970). *Aquatic Chemistry. An Introduction emphasizing chemical equilibria in natural waters.*

- Tacon, A.G.H. (2002). Thematic review of feeds and feed management practices in shrimp aquaculture. Report prepared under the World Bank, NACA, WWF and FAO consortium program on shrimp farming and the environment. Work in progress for public discussion. Publisher by the consortium. 69 p.
- Tacon A.G.T., Forster I.P. (2003). Aquafeeds and the environment: policy implications. *Aquaculture* 226, 181-189.
- Tahon, J.P., Van Hoof, D., Vinckier, C., Witters, R., Deley, M. y Lontie, R. (1988). The reaction of nitrite with the haemocyanin of *Astacus leptodactylus*. *Biochemical Journal*, 249: 891-896.
- Tamaro, D. (1984). *Horticultura*. Edit. G.G. México, D.F. pp. 15, 371.
- Tamayo, A.M. (1998). Camarón blanco en agua dulce: una nueva opción. pp 206-212. En *Simposium Internacional de Acuicultura*. Mazatlán, Sinaloa, México.
- Teichert-Coddington, D., Martínez, D., Ramírez, E. (2000). Partial nutrients budgets for semi-intensive shrimp farms in Honduras. *Aquaculture*. Col. 190: 139-154.
- Thakur, D.P., Lin, C.K. (2003). Water quality and nutrient budget in closet shrimp (*Penaeus monodon*) cultura systems. *Aquacultural Engineering*. 24, 195-211.
- Timmons, M.B., Ebeling, J.M., Wheaton, F.W., Summerrfelt, S.T., Vinci, B.J. (2002). *Recirculating aquaculture systems*. 2nd ed. New York: Cayuga Aqua Venture. 769p.
- Tsai, S.J., Chen, J.C. (2002). Acute toxicity of nitrate on *Penaeus monodon* juveniles at different salinity levels. *Acuaculture* 213, 163-170.
- Tucker, C.S., Boyd, C.E. (1985). Water quality. In *water quality (Channel catfish culture ponds)*, ed. C.S. Tucker, pp. 135-227. *Developments in aquaculture and fisheries science*, Elsevier, Netherlands.
- Tunvilai, D., Songsangjinda, P., Chaiyakam, K. (1993). Pollution loading of effluent from intensive tiger shrimp culture ponds. Technical Paper 4.
- Uresti-Pesina, R., García-Delgado, M.A., Reséndiz-Ramírez, Z., Bustos-Vázquez, G., Basanta Cornide, R., Padrón-Torres, E., Mata-Vázquez H., Cervantes-Martínez, J.E. (2007). Cultivo de Tomate Cherry en Sistema Hidropónico. *TURevista Digi.U@T* Febrero 2008. Vol. 2 Núm. 3 [Noviembre 24, 2012]. <<http://www.turevista.uat.edu.mx/>> Registro ISSN: 2007-1841.
- Valenzuela-Quiñonez, W., Rodríguez, G., Esparza, H. (2010). Cultivo Intensivo de camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone1931) en agua de pozo a baja salinidad como alternativa acuícola para zonas de alta marginación. *Revista Ra Ximhai*. Universidad Autónoma Indígena de México. 6: 1-8.
- Valdez, G., Díaz, F., Re, A.D., Sierra, E. (2008). Efecto de la salinidad sobre la fisiología energética del camarón blanco *Litopenaeus vannamei* (Boone). *Hidrobiológica* 18.
- Van Gorder, S.D. (2000). *Small scale aquaculture*. The Alternative Aquaculture Association. Breinigsville, PA, USA.
- Van Leperen. W. (1996). Effect of different day and night salinity levels on vegetative growth, yield and quality of tomato. *J Horticult Sci*. 71, 99-111.

- Van Wyk, P.M. (1999). Economics of shrimp culture in recirculating aquaculture systems, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA, pp. 179-208.
- Van Wyk, P.M. (1999). Principles of recirculating system design. In: Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA, pp. 59-97.
- Van Wyk, P., Scarpa, J., (1999). Water quality requirements and management, Florida Department of Agriculture and Consumer Services (eds.), USA, pp. 141-161.
- Vives, M.E. (1984). Cultivo del jitomate. Edit. Sintes. España. Pp. 13-14.
- Wang, J.K. (2003). Conceptual design of a microalgae-based recirculating oyster and shrimp system. *Aquacultural Engineering* 28, 37-46.
- Wang, J.K., Jacob, G.S. (1991), Pond design and water management strategy for an integrated oyster and shrimp production system: In *Aquaculture systems engineering*, World Aquaculture Society (eds.), San Juan de Puerto Rico, 70-84.
- Wheeler, R.M., Mackowiak, C.L., Stutte, G.W., Yorio, N.C., Berry, W.L. (1997). Effect of elevated carbon dioxide on nutritional quality of tomato. *Advances in space research*. 20 (10) 1975-1978.
- Wong, G.E. (2010). ¿Después de un análisis de varianza... qué? Ejemplos en ciencia de alimentos. *Agronomía Mesoamericana* 21(2), 349-356.
- Wu, R.S. (2002). Hypoxia: From molecular responses to ecosystem responses. *Marine Pollution Bulletin* 45, 35-45.
- Wudtisin, I., Boyd, C.E. (2011). Possible potassium and magnesium limitations for shrimp survival and production in low-salinity pond waters in Thailand. *Journal of the World Aquaculture Society* 42: 766-777.
- Yanong, R. (2003). Fish Health management considerations in recirculating aquaculture system. Part 2: pathogens. University of Florida, IFAS extension. Circular 121.
- Zar, J.H. 1984. *Biostatistical analysis*. Prentice-Hall, New York, 718 pp.
- Zendejas, H.J. (1994). Manejo del alimento de camarón. En: Zendejas H.J. (Ed.), *Seminario Internacional sobre camaronicultura en México*, Camarón 94. Mazatlán Sin., 1994. Purina S.A. de C.V., México D.F., pp. 1-20.
- Zhu, C., Dong, S., Wang, F., Huang, G. (2004) Effects of Na/K ratio in seawater on growth and energy budget of juvenile *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture* 234, 485-496.